

Trabajo Fin de Grado

Titulación:
Ciencias Ambientales

Utilización de la mostaza (*Sinapis alba* L.) como cultivo intermedio de cobertura en plantaciones de maíz: efecto sobre la calidad del suelo

(Utilization of mustard (Sinapis alba L.) as a catch crop for corn plantations: effect on soil quality)

Autora

Silvia Quintana Esteras

Directores

Clara Martí Dalmau
Oriol Ortiz Perpiñá

ESCUELA POLITÉCNICA SUPERIOR
2022

Índice:

I.	Índice de figuras.....	3
II.	Índice de tablas.....	4
III.	Resumen (con palabras claves).....	5
IV.	Abstract (con keywords).....	5
1.	Introducción.....	6
1.1.	¿Por qué son necesarios los suelos sanos?.....	6
1.2.	Justificación.....	10
1.3.	Objetivos.....	11
2.	Material y métodos.....	12
2.1.	Localización.....	12
2.2.	Climatología.....	12
2.3.	Geología y edafología.....	13
2.4.	Diseño experimental y manejo de las parcelas.....	14
2.5.	Metodología de campo.....	15
2.6.	Metodología analítica.....	16
2.7.	Cómputo del índice de calidad del suelo.....	21
2.8.	Análisis estadístico.....	24
3.	Resultados y discusión.....	26
3.1.	Parámetros químicos del suelo.....	26
3.1.1.	pH.....	26
3.1.2.	Conductividad eléctrica.....	27
3.2.	Parámetros físicos del suelo.....	29
3.2.1.	Estabilidad estructural de los agregados (SAS).....	29
3.2.2.	Densidad aparente (Da).....	32
3.2.3.	Capacidad de campo (CC).....	34
3.2.4.	Cobertura superficial del suelo (rastreo).....	36
3.3.	Parámetros biológicos del suelo.....	37
3.3.1.	Glomalina total (GT).....	37
3.3.2.	Glomalina fácilmente extraíble (GFE).....	38
3.3.3.	Glomalina recalcitrante (GR).....	40
3.4.	Parámetros de la dinámica de la materia orgánica del suelo.....	41
3.4.1.	Carbono orgánico total (COT).....	41
3.4.2.	Carbono orgánico oxidable (CO ox).....	43
3.4.3.	Carbono orgánico disuelto (COD).....	44
3.5.	Diversidad de la mesofauna.....	46
3.6.	Densidad y vitalidad de la vegetación: índice NDVI.....	54
3.7.	Índice de calidad del suelo (SQI).....	56
4.	¿Cómo mejorar el SQI?.....	57
5.	Conclusiones.....	58
6.	Agradecimientos.....	58
7.	Bibliografía.....	59

I. Índice de figuras:

- Figura 1. Diagrama climático de Monzón
- Figura 2. Secuencia de los registros fluviales del río Cinca
- Figura 3. Distribución de las parcelas
- Figura 4. Barrena Edelman
- Figura 5. Esquema del muestreo realizado en la parcela de Siembra Convencional
- Figura 6. Curva patrón (glomalina) de las muestras de febrero
- Figura 7. Curva patrón (glomalina) de las muestras de mayo
- Figura 8. NDVI de la SC del día del primer y segundo muestreo
- Figura 9. Evolución temporal del NDVI de la parcela SC
- Figura 10. Porcentajes de cobertura del suelo
- Figura 11. Ejemplo de scoring con “menos es mejor”
- Figura 12. Ejemplo de scoring con “más es mejor”
- Figura 13. pH en febrero
- Figura 14. pH en mayo
- Figura 15. CE en febrero
- Figura 16. CE en mayo
- Figura 17. SAS en febrero
- Figura 18. Da en febrero
- Figura 19. Da en mayo
- Figura 20. CC en mayo
- Figura 21. GFE en febrero
- Figura 22. GFE en mayo
- Figura 23. COT en febrero
- Figura 24. COT en mayo
- Figura 25. CO ox en febrero
- Figura 26. Co ox en mayo
- Figura 27. DOC en febrero
- Figura 28. DOC en mayo
- Figura 29. Órdenes de collembola
- Figura 30 y 31. Ácaro Uropodino
- Figura 32 y 33. Colémbolos
- Figura 34. Ciempiés
- Figura 35. Milpiés
- Figura 36. Escarabajo
- Figura 37. Parcela SC en febrero
- Figura 38. Parcela SC en mayo

II. Índice de tablas:

Tabla 1. Preparación de los patrones BSA para el calibrado de la glomalina

Tabla 2. Tabla SQI

Tabla 3. Clasificación de los SQI según su puntuación

Tabla 4. Interpretación de los valores de %SAS

Tabla 5. Valores según el orden de la mesofauna

Tabla 6. Valores límite para cada indicador del SQI

Tabla 7. Valor medio de la SAS en mayo

Tabla 8. CC en febrero

Tabla 9. Porcentaje de cobertura

Tabla 10. GT en febrero

Tabla 11. GT en mayo

Tabla 12. GR en febrero y mayo

Tabla 13. Relación entre GFE y GT

Tabla 14. Diversidad biológica de los tratamientos

Tabla 15. Mesofauna de cada tratamiento

Tabla 16. Índice NDVI

Tabla 17. SQI en febrero

Tabla 18. SQI en mayo

III. Resumen:

Tener unos suelos sanos es imprescindible para conseguir mitigar el cambio climático y para hacer frente a la creciente demanda de alimentos a la que nos enfrentamos. Por ello es necesario adoptar una serie de prácticas agrícolas que mejoren y conserven la calidad edáfica, haciendo que este estudio experimental se centre en unas parcelas de maíz que cuentan con diferentes tratamientos de siembra (convencional y directa) y de riego (a pie y con un ranger), además de tener una cobertura de mostaza no permanente. Se ha llevado a cabo dos muestreos, en febrero (al inicio del crecimiento de la mostaza) y mayo (poco antes de cosechar la mostaza), para hallar el índice de calidad del suelo en esos dos momentos en cada tratamiento. Posteriormente, se han comparado entre sí comprobando que la existencia de coberturas vegetales en los cultivos tiene un efecto positivo en la mejora de la calidad del suelo y que el mejor tratamiento de los estudiados es el de la Siembra Directa.

Palabras claves: Siembra Directa, Siembra Convencional, glomalina, mesofauna edáfica.

IV. Abstract:

Having healthy soils is essential to mitigate climate change and to meet the growing demand for food that we face. For this reason, it is necessary to adopt a series of agricultural practices that improve and preserve the soil quality, making this experimental study focused on corn plots that have different sowing treatments (conventional and direct) and irrigation (on foot and with a ranger), as well as having a non-permanent mustard coating. Two samplings have been carried out, in February (at the beginning of the mustard growth) and May (shortly before harvest), to find the soil quality index at those two moments for each treatment. Subsequently, they have been compared with each other, verifying that the existence of plant cover in the crops has a positive effect on the improvement of the quality of the soil and that the best treatment from those studied is that of Direct Sowing.

Keywords: Direct Seeding, Conventional Seeding, glomalin, edaphic mesofauna.

1. Introducción:

1.1. ¿Por qué son necesarios los suelos sanos?

El suelo es un recurso natural esencial y no renovable a la escala temporal humana, que genera bienes y servicios básicos para los ecosistemas y la vida humana. Su función más universalmente conocida es el soporte a la producción alimentaria. Por ello, la ordenación sostenible de los suelos es muy importante para atender la demanda de alimentos cada vez mayor debido al crecimiento de la población (FAO, 2015).

Las interrelaciones suelo-planta se dan en todos los ecosistemas terrestres, sin embargo, se hacen más patentes en el sector agrícola, pues la seguridad alimentaria y la nutrición, tanto de los cultivos como de los seres humanos, dependen de unos suelos sanos. Los nutrientes que puede absorber una planta dependen directamente de su contenido en el suelo, así como de la capacidad de intercambio de estos nutrientes y el agua con el suelo y las raíces de la planta. Así mismo las características físicas del suelo, como la textura, la estructura y la permeabilidad, también se pueden relacionar con el crecimiento de las plantas, influyendo principalmente en el desarrollo y crecimiento radicular. Las prácticas de la agricultura intensiva, tales como el monocultivo y el laboreo profundo o intensivo ponen en peligro los suelos al agotar sus nutrientes, alterar su estructura y capacidad de retención de agua, facilitar su erosión, provocar su contaminación y reducir la biodiversidad. Sin embargo, hay que tener en cuenta que una buena gestión del sistema de cultivo y en particular de la vegetación protegen a los suelos contra los agentes erosivos, mejoran la estructura edáfica gracias a las raíces y enriquecen al suelo con nutrientes al proporcionar la materia orgánica y establecer una relación simbiótica con las bacterias del suelo (FAO, 2015).

Originalmente Doran y Parkin (1994) definieron la calidad del suelo como capacidad de éste para funcionar dentro de los límites del ecosistema sosteniendo la productividad biológica, mantener la calidad ambiental y promover la salud de las plantas y los animales. Sin embargo, la FAO define la salud del suelo como su capacidad para funcionar como un sistema vivo. Los suelos sanos mantienen una comunidad variada de organismos que ayudan a controlar las enfermedades de las plantas, insectos y malas hierbas, forman asociaciones simbióticas beneficiosas con las raíces, reciclan nutrientes esenciales para las plantas, mejoran la estructura del suelo con efectos positivos para el agua del suelo y la capacidad de retención de nutrientes, y, debido a todo ello, mejoran la producción agrícola. Además, un suelo sano también contribuye a la mitigación del cambio climático, manteniendo o aumentando su contenido de carbono (FAO, 2019).

Para evaluar la calidad de un suelo y, así, determinar si el uso que se le está dando es sostenible ecológicamente, se ha recurrido al uso de índices e indicadores (Sarmiento et al; 2018). En varios estudios, los indicadores utilizados para evaluar la calidad del suelo son propiedades fisicoquímicas y biológicas del suelo, generalmente sensibles a las perturbaciones o cambios en el manejo del suelo. Esto es debido a que hay que

comprender el suelo como un ecosistema donde interactúan múltiples factores y no es posible que un solo indicador dé información completa, es necesario basarse en indicadores físicos, químicos y biológicos (García et al., 2012).

El problema que existe en la actualidad es que aún no se han desarrollado criterios universales para evaluar la calidad del suelo, además de no haber una definición homogénea al respecto, por ello mismo se utilizan indicadores que son características edáficas sensibles a los diferentes manejos y las condiciones edafoclimáticas en las que se encuentra (García et al., 2012). No todas las características edáficas medibles reflejan con la misma sensibilidad los cambios en la calidad del suelo que pueden ocasionar distintas alternativas de manejo, y son precisamente los atributos más sensibles (es decir, que varían significativamente en las distintas opciones) los que tienen un mayor interés como indicadores de los cambios en la calidad del suelo a consecuencia de las modificaciones introducidas en las prácticas de manejo.

Los indicadores utilizados se cuantifican y se ponderan y posteriormente el índice de calidad del suelo se estima acorde a la siguiente expresión (Andrews et al., 2002):

$$SQI_w = \sum_{i=1}^n (W_i \times X_i)$$

Siendo SQI_w el índice de calidad del suelo de un ecosistema determinado, W_i el factor de ponderación de un indicador i ; X la puntuación de un indicador determinado y n el número de indicadores evaluados.

La utilización de indicadores físicos para evaluar la calidad del suelo se debe a que las características físicas del suelo no se pueden mejorar ni variar fácilmente. Las propiedades físicas que pueden ser utilizadas como indicadores de la calidad del suelo son aquellas que reflejan la manera en que este recurso acepta, retiene y transmite agua y oxígeno a las plantas, las limitaciones que se pueden encontrar en el crecimiento de las raíces, la emergencia de las plántulas, la infiltración o el movimiento del agua dentro del perfil y que además estén relacionadas con la disposición de las partículas y los poros. Por ello mismo se han elegido la densidad aparente porque refleja el potencial de lavado, la productividad y la erosividad, la capacidad de campo porque está relacionada con la retención de agua, transporte, humedad aprovechable, textura (Bautista et al., 2004) y la estabilidad estructural de los agregados porque, dado que los suelos están asociados a diferentes procesos agronómicos y ambientales, es de vital importancia saber su estabilidad ante fuerzas externas (impacto de las gotas de lluvia, presiones mecánicas) e internas (fragmentación de agregados por slaking en situaciones de humectación rápida o hinchamiento diferencial). Además, la estabilidad estructural influye directa e indirectamente en otras propiedades físicas y químicas del suelo y puede ser usada como un indicador de la degradación de los suelos, ya que, por ejemplo, cuando esta sufre una disminución marcada se incrementa la degradación de los suelos e influye en el movimiento y retención de agua, erosión, sellado y encostrado, reciclaje de nutrientes y penetración de raíces (Fernández, 2014).

Los indicadores químicos se relacionan con la capacidad amortiguadora del suelo, la disponibilidad y calidad del agua y nutrientes para las plantas y los microorganismos. Por ello mismo se ha realizado la determinación del pH y de la conductividad eléctrica, porque definen la actividad química y biológica, y la actividad vegetal y microbiana, respectivamente (Bautista et al., 2004).

Dentro de los indicadores biológicos se encuentran los hongos micorrícicos arbusculares (HMA) (Grümbert et al., 2010). Las micorrizas son las simbiosis microbianas más importantes para la mayoría de las plantas e influyen en el desarrollo de la comunidad vegetal, la absorción de nutrientes, las relaciones hídricas y la productividad aérea, actuando también como bioprotectores contra patógenos y estrés (Jeffries et al., 2002).

Las plantas con simbiosis micorrícica reciben mayor cantidad de nutrientes debido a que la capacidad exploratoria del suelo por parte de las hifas es hasta 100 veces mayor que la que poseen las raíces por sí solas, mientras que los HMA reciben sustratos carbonados a cambio (Mosse & Phillips, 1971). Estos HMA producen glomalina, una glicoproteína que protege a las hifas durante el transporte de nutrientes desde la planta hasta el extremo de la hifa, y desde el suelo hasta la planta. Una vez que las hifas dejan de transportar nutrientes, la glomalina contenida en sus células se libera y se acumula en el suelo aglutinando partículas minerales y materia orgánica, por lo que tiene un efecto positivo sobre la estabilidad de agregados y la estructura del suelo (Grümbert et al., 2010). El laboreo convencional produce la rotura de parte de los agregados mediante el efecto mecánico del arado y, por tanto, de la red de hifas (Borie et al., 2000), lo que suele causar que haya una menor densidad de HMA bajo este tipo de manejo.

Aunque la cuantificación de la glomalina guarda una relación directa con la actividad de los HMA, hay que tener en cuenta que ésta tiene un tiempo mínimo de residencia en el suelo de aproximadamente 6 años, aunque puede llegar hasta los 42 años dependiendo del suelo y las condiciones en las que se encuentre (Rillig et al., 2001), motivo por el cual su cuantificación puede reflejar la abundancia y actividad de los HMA en el presente, pero también en un pasado más o menos reciente.

La abundancia y diversidad de mesofauna es otro indicador biológico que ha sido ampliamente utilizado para evaluar la calidad del suelo (George et al., 2017, Dazzi et al., 2002), tanto en sistemas forestales (Heydari et al., 2020, Laiho et al., 2001) como en agrosistemas (Socarrás, 2013 y Gupta, 1994) o como indicador de procesos de degradación del suelo (Bedano et al., 2011 y Yorkina et al., 2019).

La fauna edáfica es aquella que pasa toda o parte de su vida en el interior del suelo, sobre su superficie inmediata, en los horizontes orgánicos, en troncos caídos en descomposición. La mesofauna se define como aquella que tiene una longitud de 4 mm y un diámetro de 0,2 a 2 mm. Los grupos taxonómicos más relevantes en la mesofauna del suelo son los ácaros, colémbolos, proturos, dipluros, psocópteros,

tisanópteros, paurópodos, sínfilos y enquitreidos. Estos grupos presentan hábitos tróficos muy diversos, pudiendo ser: herbívoros, detritívoros, depredadores (carnívoros) y fungívoros. Además, se tiene constancia de que uno de los factores más importantes para mantener la vida en el suelo, y particularmente la mesofauna, es la existencia de una cobertura vegetal (Cabrera et al., 2017).

Finalmente se encuentra la materia orgánica y humus. El humus no tiene una definición clara, pero en general, se podría definir como el conjunto de sustancias orgánicas variadas, de color pardo y negruzco, que resultan de la transformación de la materia orgánica. La materia orgánica influye sobre las propiedades físicas del suelo, formando agregados y, por tanto, dando estabilidad estructural y disminuyendo la erosión, favorece el almacenamiento y transporte de agua, y el intercambio gaseoso; uniéndose a las arcillas forma el complejo de intercambio que interviene en las propiedades químicas aumentando la capacidad tampón del suelo, la capacidad de absorción y la reserva de nutrientes y, por último, sobre las propiedades biológicas, favoreciendo la mineralización o el desarrollo de la cubierta vegetal (Julca-Otiniano et al., 2006). Por todo ello y, sobre todo por su importancia en el desarrollo de las plantas y su influencia en las propiedades del suelo, la materia orgánica es uno de los indicadores usados para medir la sostenibilidad de los agroecosistemas (Soto-Mora et al., 2006).

Hay que tener en cuenta que, en Aragón, el maíz se consolida como un cultivo de referencia del regadío, representando el 65% de la superficie de los cultivos extensivos de verano en el Valle del Ebro. La provincia de Huesca aglutina la mayor área para este cultivo, con una superficie que supera las 63.000 hectáreas. El 82% de esta superficie se destina a maíz de primera siembra en el que coexisten variedades destinadas a pienso y variedades destinadas al consumo humano (Gutiérrez, 2021).

Son varios los estudios (FAO, 2002; Millenium Ecosystem Assessment, 2005; Frison et al; 2011; Zampieri et al; 2020) que señalan que un sistema de producción intensiva, como la del maíz, está asociada a un elevado uso de insumos y a altos costes ambientales como la pérdida de biodiversidad, la degradación del suelo y una baja resiliencia del agroecosistema. Al mismo tiempo, se considera que la agricultura tiene una importancia relevante para abordar los retos medioambientales clave de la Unión Europea (C.E, 2021). El uso y la gestión sostenibles de la tierra son esenciales para la prestación de servicios agroecosistémicos, incluyendo, el suministro de alimentos, la preservación del paisaje, y la regulación del clima (FAO, 2019). A este respecto, el Pacto Verde Europeo plantea fomentar la salud y la calidad del suelo, porque se considera que los suelos sanos son una parte de la solución medioambiental. En este sentido, dentro del marco de la Política Agraria Común, se ha desarrollado un programa que incentiva prácticas agrícolas que permitan incrementar el secuestro de carbono por los suelos agrícolas (agricultura baja en carbono) entre la que se incluye el mantenimiento de cubiertas vegetales en suelos agrícolas o la rotación de cultivos, para la mejora de los suelos. Con estas prácticas se introducen especies en las rotaciones de cultivos que proporcionar servicios

beneficiosos para el agrosistema como la protección del suelo contra la erosión, la captura y la prevención de pérdidas de nutrientes del suelo, la fijación del nitrógeno por parte de las leguminosas, el incremento del carbono del suelo y la mejora asociada a sus características físicas y químicas, la disminución de la temperatura del suelo, el incremento de la diversidad biológica incluyendo organismos benéficos y la supresión de plagas (Teasdale, 2004). Asimismo, sembrar cubiertas vivas no permanentes es una práctica cultural que también se puede utilizar para disminuir la población de la vegetación arvense, presente y muy persistente en el cultivo del maíz, compitiendo por los recursos con estas malas hierbas (Haramoto and Gallandt, 2004; Yegenehpoor et al., 2015), y reduciendo la necesidad de aplicación de herbicidas. Además, la elección de la especie, o conjunto de especies que constituyen las cubiertas pueden reducir la fatiga edáfica, síntoma cada vez más frecuente en sistemas agrícolas intensivos (Pingsheng et al., 2011).

1.2. Justificación

La constante preocupación por el medio ambiente se pone de manifiesto en la actual política ambiental de la Unión Europea. Uno de los pilares de este marco legislativo es conseguir un crecimiento económico de forma inteligente y ambientalmente sostenible. Por otra parte, la necesidad de seguir aumentando la productividad obliga al sector agrícola a incrementar la fertilidad del suelo haciéndolo compatible con la protección de los recursos naturales, siendo necesario fomentar el uso eficiente de los medios de producción.

Los agrosistemas nos brindan una serie de servicios ecosistémicos a la sociedad que es necesario conservar: la producción de alimentos, la conservación de la biodiversidad, calidad del suelo y mitigación del cambio climático. Por ello, este trabajo se centra en estudiar un caso práctico de la calidad del suelo en unas parcelas de monocultivo de maíz isogénico, situadas en la localidad de Ariéstolas y Cofita, pertenecientes a la empresa “Liven Agro” en las que se han sembrado cubiertas vegetales no permanentes de mostaza (*Sinapis alba* L.) con diferentes sistemas de manejo.

Todo ello se alinea con los siguientes Objetivos de Desarrollo Sostenible:

ODS nº 2: Hambre cero,

Meta 2.4 Para 2030, asegurar la sostenibilidad de los sistemas de producción de alimentos y aplicar prácticas agrícolas resilientes que aumenten la productividad y la producción, contribuyan al mantenimiento de los ecosistemas, fortalezcan la capacidad de adaptación al cambio climático, los fenómenos meteorológicos extremos, las sequías, las inundaciones y otros desastres, y mejoren progresivamente la calidad del suelo y la tierra

ODS nº 15: Vida de ecosistemas terrestres,

15.1 Para 2020, velar por la conservación, el restablecimiento y el uso sostenible de los ecosistemas terrestres y los ecosistemas interiores de agua dulce y los servicios que proporcionan, en particular los bosques, los humedales, las montañas y las zonas áridas, en consonancia con las obligaciones contraídas en virtud de acuerdos internacionales

Meta 15.5 Adoptar medidas urgentes y significativas para reducir la degradación de los hábitats naturales, detener la pérdida de la diversidad biológica y, para 2020, proteger las especies amenazadas y evitar su extinción

15.9 Para 2020, integrar los valores de los ecosistemas y la diversidad biológica en la planificación nacional y local, los procesos de desarrollo, las estrategias de reducción de la pobreza y la contabilidad.

1.3.Objetivos

De acuerdo con lo expuesto en la justificación de esta propuesta, el objetivo general del presente trabajo es conocer el efecto de la siembra de mostaza, con diferentes prácticas de manejo, sobre la calidad del suelo en parcelas cultivadas con maíz.

Los objetivos específicos son:

- Evaluar los efectos de los distintos tratamientos agronómicos aplicados sobre un conjunto de propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo relacionadas con su calidad.
- Aplicar una aproximación al índice de calidad del suelo (SQI).
- Exponer, a partir de la información obtenida, aspectos que se deben mejorar para aumentar la calidad del suelo. Es decir, una vez obtenido el SQI, orientar a la empresa que posee las parcelas para saber cómo interpretar esos resultados y cómo mejorar la calidad de sus suelos, en caso de que esto sea necesario.

2. Material y métodos

2.1. Localización

Las parcelas experimentales se localizan en la finca que la empresa LivenAgro posee en la partida del Camino de la Huerta en la localidad de Ariéstolas, término municipal de Monzón y en la partida de las Huertas de la localidad de Cofita, término municipal de Fonz. Las coordenadas UTM de ambas parcelas son 31T 0266666/4650220 y 31T 0266096/4652014.

1.2 Climatología

Según el Sistema de Información Geográfica de datos Agrarios (MAPAMA, sf), La comarca del Cinca Medio presenta un clima mediterráneo templado caracterizado por una baja precipitación anual (Monzón: 432 mm), con los máximos en primavera y otoño, y los mínimos en invierno y verano. La evapotranspiración potencial (719,40 mm calculada por el método Thonhwaite) es elevada. La temperatura media anual es de 12.7°C, siendo enero el mes más frío con una media de 5°C y mínimas absolutas de -5°C, y julio el más cálido con una media de 24°C y máximas absolutas de 38°C (fig. 1).

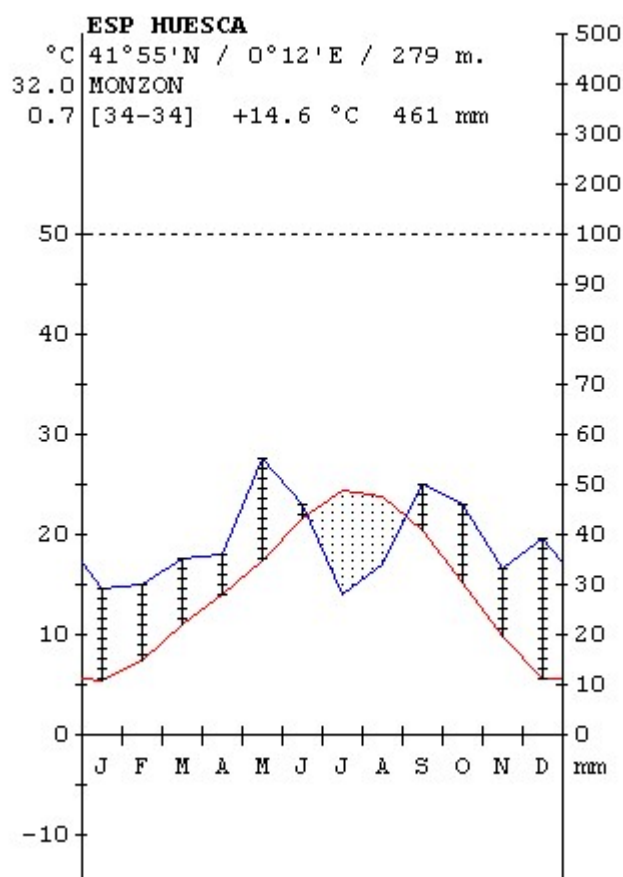


Figura 1. Diagrama climático de Monzón (Rivas Martinez), s. f.).

Además, hay que tener en cuenta la existencia del cierzo (Sanz, 2009), elemento climático de gran importancia que favorece la evapotranspiración y la desecación del suelo.

1.3 Geología y edafología

Dentro de la cuenca del río Cinca, el sustrato geológico (arcillas, areniscas y yesos) del Oligoceno aflora en áreas donde las pendientes son suaves y las cotas no alcanzan los 500 metros, como la zona en la que se sitúan Ariéstolas y Cofita.

Durante el Plioceno y el Cuaternario se produce la excavación de los sedimentos acumulados en la cuenca del Ebro, modelándose progresivamente la morfología actual. La cartografía de las terrazas de la cuenca baja del Cinca (Sancho et al; 2004) permite confeccionar una secuencia de 10 niveles; Qt1 más antiguo y alto a Qt10 llanuras de inundación (fig. 2) Se trata de superficies formadas principalmente por gravas, que en los niveles más bajos suelen estar recubiertos por depósitos arenolimosos correspondientes a etapas de inundación.

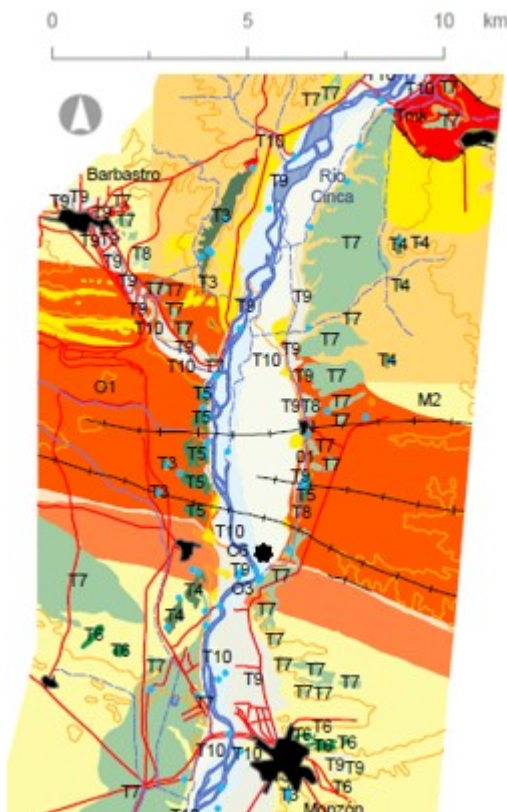


Figura 2. Secuencia de los registros fluviales del río Cinca (Sancho et al.,2004). La estrella marca la situación del área de estudio

Considerando la evolución del suelo en las terrazas aluviales, se observa una secuencia desde los Fluvisoles calcáricos (Qt10 a Qt8) iniciales a Calcisoles háplicos (Qt7 a Qt5), y en las posiciones más antiguas (a partir del Qt4) Calcisoles pétricos (Sancho et al; 2004; Badia et al; 2015). El desarrollo de los suelos es claramente dependiente del tiempo, siendo la acumulación de CaCO_3 secundario el edaforrasgo más característico.

Las parcelas experimentales se localizan en la terraza baja (Qt10) siendo el Fluvisol calcárico el tipo de suelo predominante. Morfológicamente se caracterizan por una escasa diferenciación de los horizontes; el perfil mantiene los materiales flúvicos y calcáricos originales sin translocación o acumulación de carbonatos secundarios (WRB, 2008).

1.4 Diseño experimental y manejo de las parcelas

La zona experimental consta de 2 parcelas en las que tradicionalmente se siembra maíz isógeno para el consumo humano (entre finales de abril y principios de mayo) y se cosecha en octubre/noviembre. En el mes de diciembre la campaña 21-22 se ha sembrado mostaza blanca (*Sinapis alba* L.) para la producción de semilla como cultivo intermedio de cobertera, con una dosis de siembra de 5 kg/ha.

Se ha planteado un ensayo bifactorial (TxP) para comparar el efecto del método de siembra y manejo del cultivo de cobertera (T), en las características fisicoquímicas y biológicas del suelo a dos profundidades, 0-6 y 0-20 cm (P) A lo largo de la campaña agrícola, se han realizado dos muestreos; el primero, 2 meses después de la siembra y el segundo, durante el máximo desarrollo de la cubierta (finales de floración y principio de llenado del grano), fecha en la que en la parcela Control y en la parcela RP comenzó la siembra del maíz (cultivo principal).

La primera parcela tiene superficie aproximada de 114 ha y está dividida por un canal de riego. En esta zona se localizan los tratamientos de siembra directa (SD $\approx$ 4 ha), de siembra convencional (SC $\approx$ 32 ha) y en barbecho o control (C $\approx$ 78 ha), todas ellas regadas por aspersión con un ranger de riego. En la otra parcela (4,4 ha) se realiza el tratamiento siembra directa, pero con un sistema de riego a pie (RP) (figura 3). En cada tratamiento estudiado, se han establecido 4 réplicas muestrales, utilizando las calles centrales de la parcela de 50 m de anchura (delimitadas por la rueda del ranger). Cuando no ha sido posible, la parcela se ha dividido en cuatro zonas con las mismas dimensiones y se ha muestreado la parte central de cada una de ellas.



Figura 3. Distribución de las parcelas, (E: 1:27.084. Fuente: IBERPIX).

En todas las parcelas se aplicaron, en fondo, 20000 litros de “aguas enriquecidas”, es decir, agua con una mezcla de los productos de limpieza de las conducciones de una fábrica de abonos más productos resultantes de la cogeneración de purín. Como tratamiento fitosanitario anticaracoles, se aplicó metaldehído después de la siembra.

1.5 Metodología de campo

En cada una de las réplicas de campo de cada tratamiento, se realizó un muestreo a 0-20 cm con una barrena Edelman (Eijkelkamp), figura 4, en 10 puntos separados 10 m entre sí, obteniendo una muestra compuesta de aproximadamente 1kg. Paralelamente, para cada tratamiento, se recogieron 10 muestras superficiales inalteradas (0-6 cm) extraídas con un cilindro metálico, agrupadas en 2 o 3 muestras por réplica muestral. El esquema de cómo se ha realizado el muestreo se puede ver en la figura 5.

Se han cogido en estas dos profundidades porque, por lo general, la primera es la capa superficial del suelo, que está fuertemente influenciada por el manejo (laboreo, sistemas de cultivo, fertilización), mientras que la segunda se ve menos afectada por las prácticas de manejo (Ezequiel et al., 2016).



Figura 4. Imagen de barrena Edelman sobre la cobertura del suelo.

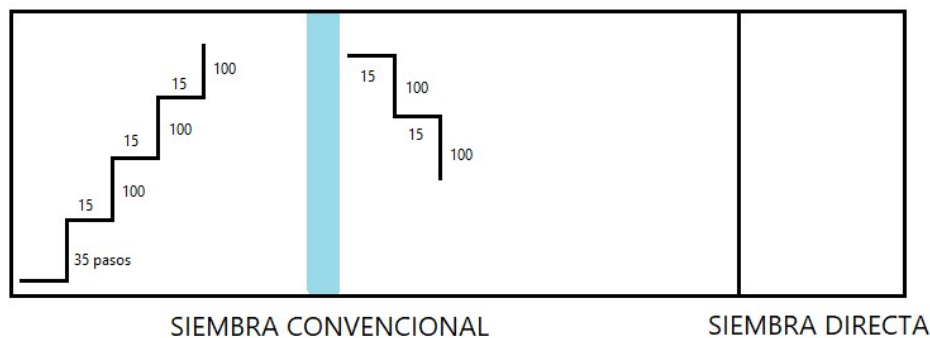


Figura 5. Esquema del muestreo realizado en la parcela de Siembra Convencional, el cual se repitió en todas las parcelas de los diferentes tratamientos.

Incidencias en el ensayo:

En las parcelas de SD y SC con riego por aspersión, el muestreo del mes de mayo se tuvo que adaptar debido al crecimiento de la mostaza. Se mantuvieron las 4 réplicas por tratamiento, pero el muestreo fue completamente aleatorizado dentro de los 50 m de anchura que delimitaba cada réplica (rueda del ranger).

La siembra de la mostaza (*Sinapis alba* L.) se realizó en el mes de diciembre del año 2021 después de un periodo de lluvias dificultando el procedimiento. Este hecho junto con la susceptibilidad de la mostaza al encharcamiento y a la compactación del suelo (Saavedra et al; 2015), provocó una mala implantación y posterior crecimiento del cultivo. Por este motivo, en la parcela de RP se levantó el cultivo antes de la floración para poder sembrar maíz. En esta parcela, segundo muestreo se realizó justo antes del levantamiento.

1.6 Metodología analítica

Las muestras de suelo se secaron a temperatura ambiente hasta una humedad constate y posteriormente se tamizaron con una criba de 2 mm de malla.

En el laboratorio se han realizado las siguientes determinaciones analíticas:

Parámetros físicos del suelo:

- Capacidad de campo: Esta determinación se ha realizado con muestra alterada. Se realiza una humectación de la muestra hasta saturación (momento en que la superficie brilla), posteriormente se deja drenar 24 horas. La capacidad de campo (g/kg) se obtiene por la diferencia de pesada respecto al peso del suelo seco a 105°C.
- Estabilidad estructural de los agregados (SAS) a través del tamizado en húmedo, del método de Kemper y Koch (1996). Este método simula las fuerzas de fraccionamiento que son ejercidas sobre el suelo por las aguas de escorrentía o cuando se encuentran en condiciones de inmersión.
- Densidad aparente con el método del cilindro, que consiste en medir la relación entre masa y volumen de una muestra inalterada de un suelo, tomada en el campo mediante instrumental no destructivo, en este caso, un cilindro metálico de 6 cm de longitud y 5 cm de diámetro.
- Cálculo de la cobertura del suelo, según el porcentaje de rastrojo de maíz que hay sobre el suelo.

Parámetros químicos del suelo:

- pH actual, extracto acuoso 1:2, 5 y medido con el pHmetro.
- Conductividad Eléctrica (CE), método potenciométrico en extracto acuoso 1:5, para medirlos posteriormente con un conductímetro.
- Materia orgánica total (MOT), gravimetría indirecta por calcinación a 560°C y expresando posteriormente el contenido de MO como la pérdida de masa relativa a la masa inicial de muestra.
- Materia orgánica oxidable (Mox) por oxidación por vía húmeda, método de Walkley-Black consistente en digerir durante 5 min a 150°C nuestras muestras secas y trituradas junto con ácido crómico para realizar su valoración con sal de Mohr.

- Materia orgánica disuelta (MOD), según el método modificado de Ghani et al. (2003). Se realiza una suspensión suelo: agua (1:5), se agita durante 30 minutos y los tubos se incuban 16 h en un baño de agua caliente a 80°C. Posteriormente a la incubación, los tubos se centrifugan durante 5 min a 4000 rpm. El sobrenadante es filtrado y guardado en viales separados para su posterior análisis. La determinación del COD se realiza por oxidación por vía húmeda del extracto acuoso y posterior valoración con sal de Mohr.

El contenido de carbono del suelo se estimó a partir de la materia orgánica del suelo. Donde se siguió la siguiente ecuación: $\% C = \% MO / 1,724$ o $\% C = \% MO \times 0,58$. Se empleó el factor de Van Benmelen de 1,724 que es el resultado de asumir que hay un 58% de carbono dentro de la materia orgánica, es decir, $1/0,58 = 1,724$ (Vela et al., 2012).

Parámetros biológicos del suelo:

- Mesofauna edáfica: La extracción de la mesofauna de las muestras de suelo superficial inalteradas se realiza en el laboratorio a través de los embudos Berlese-Tullgren. Se utilizan las muestras obtenidas para la determinación de la densidad aparente. Una vez en el laboratorio, los cilindros se colocan sobre un embudo de malla metálica de 1 mm de diámetro, siguiendo la posición natural de las muestras. Debajo de éstos se dispone un frasco recolector con alcohol etílico al 70%. Seguidamente el conjunto se sitúa a unos 20 cm bajo lámparas de luz fría de 20W (Cabrera et al; 2017) y a una temperatura ambiente de 25°C. Las muestras se mantuvieron en estas condiciones 7 días. Durante este tiempo los organismos, debido a su comportamiento fototáxico negativo y geotáxico positivo, migran hacia abajo recogiendo en el frasco inferior. Transcurrida una semana, con la ayuda de una lupa binocular se cuentan los tipos diferentes de mesofauna presente en la solución alcohólica.

Actividad fúngica, a través de la estimación de la glomalina total (GT) y fácilmente extraíble (GFE) (Wright and Upadhyaya, 1996), obteniéndose la recalcitrante por diferencia de las dos.

Preparación de los extractos:

- Glomalina fácilmente extraíble (GFE):
Se coloca en tubos de polietileno 1 gramo de muestra junto con 8 ml citrato sódico 20 mM, realizando un ciclo de autoclavado a 121°C durante 30 minutos para posteriormente centrifugar los extractos a 3000 rpm durante 10 minutos.
- Glomalina total (GT):
En este caso, se pondrá 1 gramo de muestra junto con 8 ml de citrato sódico 50 mM, realizando 6 ciclos de autoclavado a 121°C durante 1 hora para posteriormente centrifugar los extractos a 3000 rpm durante 10 minutos después de cada ciclo.

Esta diferencia de preparación de los extractos se debe a que la GT representa la máxima cantidad que puede ser extraída y está fuertemente unida a las partículas

de suelo, requiriendo por ello más tiempo (ciclos múltiples, en este caso 6) de exposición a altas temperaturas para su extracción. Mientras que la GFE es la fracción de más reciente deposición (Wright, 1996).

Una vez obtenidos los extractos se determina la concentración de proteínas en solución por métodos colorimétricos usando una solución ácida del colorante Coomassie Blue G-250, que vira de color al unirse a proteínas (Bradford, 1976). El método asume que el resto de las proteínas, a excepción de la glomalina (Rosier et al., 2006), han sido destruidas por el procedimiento seguido (autoclavado a 121°C). La absorbancia del colorante usado es máxima a 595 nm y es proporcional a la cantidad de proteína que se une al mismo. En cualquier caso, es imprescindible establecer una correspondencia entre valores de absorbancia y concentración de proteínas, es decir preparar una recta patrón (A595 versus cantidad de proteínas).

Para ello se prepara primero las muestras patrón utilizando la albúmina de suero bovino (BSA): en unos tubos de ensayo se colocan diferentes concentraciones de suero junto con el extractante (tabla 1) para obtener la recta de calibrado.

Tabla 1. Preparación de los patrones BSA para el calibrado de la glomalina.

Conc. of BSA	BSA (mL)	Extractante (mL)	Volumen final (mL)
0 $\mu\text{g ml}^{-1}$	0,00	25,00	25,00
25 $\mu\text{g ml}^{-1}$	1,25	23,75	25,00
50 $\mu\text{g ml}^{-1}$	2,50	22,50	25,00
100 $\mu\text{g ml}^{-1}$	5,00	20,00	25,00

Posteriormente, en unas cubetas de espectrofotometría se pipetea 100 μL de las muestras patrón junto con 4 ml de la solución Bradford. Se debe dejar reposar 5 minutos en la oscuridad antes de poder medir la absorbancia con el espectrofotómetro de absorción molecular (a 595 nm). Para las muestras de nuestro suelo se sigue el mismo procedimiento, pero piteando 100 μL del extracto.

Las rectas de calibrado obtenidas son las siguientes:

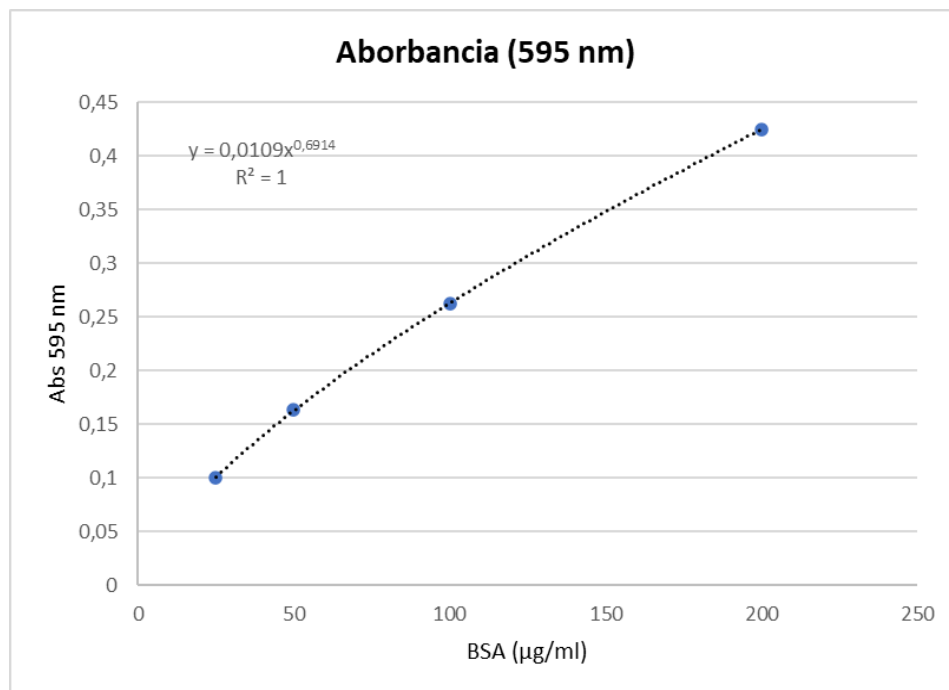


Figura 6. Curva patrón de las muestras recogidas en febrero

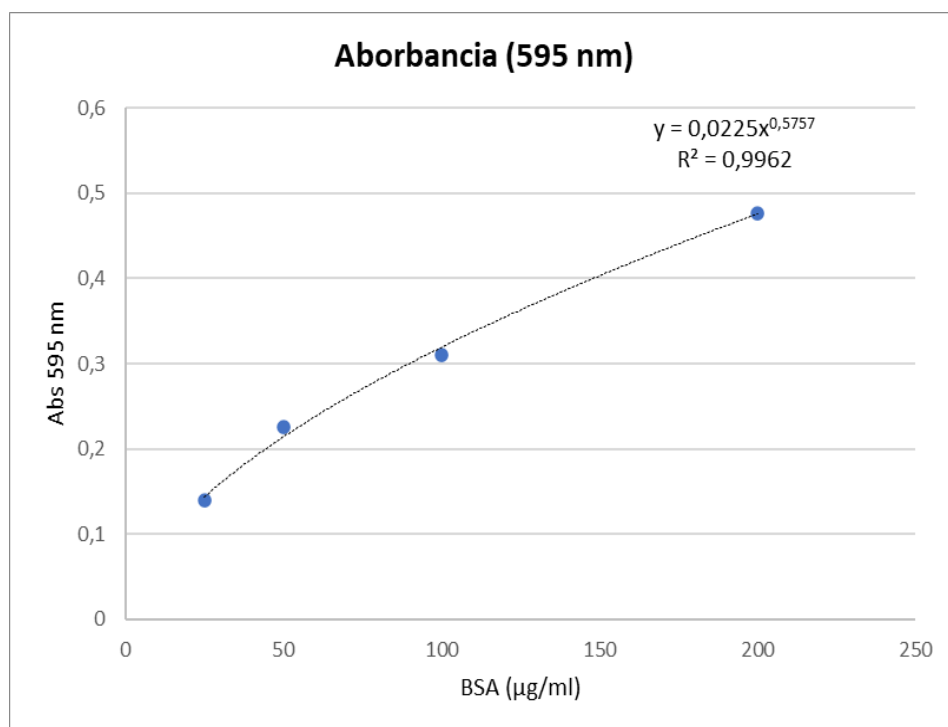


Figura 7. Curva patrón de las muestras recogidas en mayo.

Finalmente se expresa la concentración de la glomalina respecto al peso de suelo inicialmente usado en g/kg.

Biomasa y cubierta vegetal fotosintéticamente activa:

El desarrollo de la vegetación (biomasa) así como la calidad de la cubierta vegetal, se ha estimado usando el índice de vegetación de diferencia normalizada (NDVI). Este

índice se calcula utilizando la reflectancia espectral de la vegetación en las longitudes del rojo visible y el infrarrojo cercano.

Actualmente existen programas gratuitos que permiten conocer la evolución temporal de este parámetro (figuras 8 y 9). Para determinar el desarrollo de la cubierta vegetal en cada uno de los tratamientos estudiados se ha utilizado la aplicación gratuita del programa de agricultura de precisión OneSoil (<https://onesoil.ai/es>). El programa permite delimitar geográficamente las parcelas de estudio, hacer un seguimiento quincenal de imágenes satélite y, en ausencia de nubes, calcular el NDVI como:

$$NDVI = \frac{NIR - RED}{NIR + RED}$$

Siendo NIR la reflectancia de la vegetación en el infrarrojo lejano y RED, en el rojo visible.



Figura 8. Índice de vegetación medio (NDVI) de la parcela de Siembra Convencional de mostaza del día del primer muestreo (izquierda) y del día del segundo muestreo (derecha).

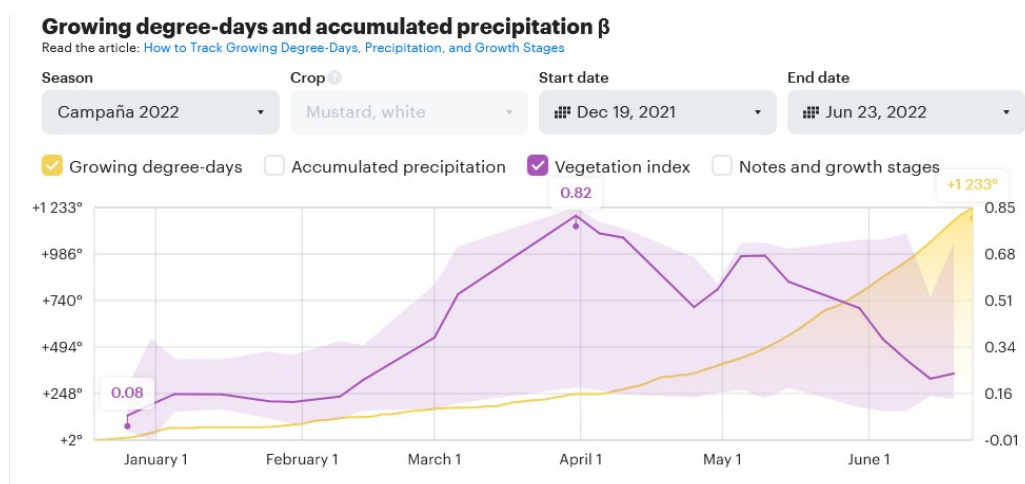


Figura 9. Evolución temporal del Índice de vegetación durante el periodo de estudio (parcela SC).

1.7 Cómputo del índice de calidad del suelo (SQI)

Para el cálculo del índice de calidad del suelo (SQI) se ha realizado una tabla de indicadores para complementarla en el mes de febrero y el de mayo. Se ha adaptado el modelo propuesto por NEIKER-Instituto Vasco de Investigación y Desarrollo Agrario (2013) desarrollado en las Tarjetas de Salud de Ecosistemas Agrícolas (TSEA). La tabla final utilizada incluye un solo servicio ecosistémico: el suelo, junto con sus indicadores (tabla 2). A cada indicador se le asignado un valor que permite clasificarlo en un rango comprendido entre 0 y 10, diferenciando tres grandes grupos según su puntuación: 0-3 (mala calidad), 3-7 (calidad intermedia) y 7-10 (buena calidad), para obtener la suma total de los indicadores permite obtener la puntuación final del SQI de cada uno de los tratamientos.

Tabla 2. Tabla con la que se va a obtener los SQI para mayo y febrero.

Servicio	Indicadores		Tratamientos			
			SD	SC	RP	C
Suelo	Físicos	Cobertura				
		CC				
		SAS				
		Da				
	Químicos	pH				
		CE				
	Biológicos	GT				
		GFE				
		Mesofauna				
	Dinámica MO	MOT				
		MO ox				
		MOD				

Según la puntuación obtenida se le asignará un color al resultado final para que quede más claro visualmente a que rango pertenece el SQI de cada tratamiento (tabla 3).

Tabla 3. Clasificación de los SQI de cada tratamiento según su puntuación.

Mal (0-3)	
Regular (3-7)	
Bien (7-10)	

En este trabajo, debido a las diferencias de las unidades de los indicadores utilizados, se han utilizado diferentes sistemas de puntuación. Se ha utilizado un sistema de puntuación estándar entre 0 y 10 para todos aquellos indicadores que tienen un marcado carácter agrícola. En este grupo se incluyen el pH, la CE y el contenido de MO total, con valores determinados por su relación con el comportamiento de los cultivos. La estabilidad estructural de los agregados (SAS), también está dentro de este grupo. En este indicador se han tenido en consideración los valores propuestos por Kemper y Koch (1966) según el método de tamizado en húmedo (tabla 4).

Tabla 4. Interpretación de los valores de %SAS.

SAS (%)	Interpretación
80 - 100	Agregados muy estables
60 - 80	Agregados estables
40 - 60	Agregados moderadamente estables
20 - 40	Agregados poco estables
0 - 20	Agregados muy poco estables

Para determinar los valores críticos de la densidad aparente, se ha considerado el valor que restringe el crecimiento radicular, que a su vez está condicionado de la clase textural del suelo. La textura de las parcelas estudiadas es franco-limosa, y los límites quedan establecidos según: $>1750 \text{ kg/m}^3$ corresponden a densidades aparentes que restringen el crecimiento de la raíz, 1690 kg/m^3 densidades aparentes que afectan crecimiento de raíces y $<1400 \text{ kg/m}^3$ densidades aparentes ideales para crecimiento de la planta (Nyéki et al., 2016).

Para obtener el porcentaje de cobertura se ha partido de lo establecido por la FAO en la Guía para la descripción de suelos del año 2009 (figura 10).

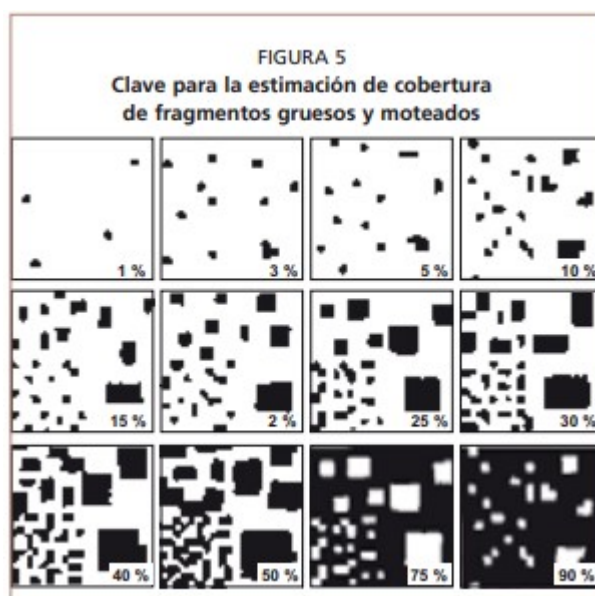


Figura 10. Porcentajes de cobertura del suelo según la FAO.

Para valorar la composición de la mesofauna, se han contado los diferentes órdenes que se han encontrado después de la aplicación el método de Berlese-Tullgreen. En este caso hay que tener en cuenta la importancia de cada uno de estos órdenes dentro del ecosistema y por tanto hay que asignarles un factor de ponderación a cada uno de ellos. En el presente trabajo se han utilizado los valores que indican las Targetas de Salud del Suelo (TSEA, 2013) (tabla 5) y sumándolo para cada tratamiento para obtener el valor del índice de calidad biológica.

Tabla 5. Valores según el orden de la mesofauna. Fuente: TSEA, 2016.

Orden mesofauna	Puntuación
Protura	20
Diplura	20
Collembola	10
Microcoryphia	10
Zygentomata	10
Dermaptera	1
Orthoptera	10
Embioptera	10
Blattaria	5
Psocoptera	1
Hemiptera	5
Thysanoptera	1
Coleoptera	10
Hymenoptera	3
Diptera (larva)	10
Holometabolous (larva)	10
Holometabolous	1
Acari	20
Araneaa	3
Opiliones	10
Palpigradi	20
Pseudoscorpion	20
Isopoda	10
Chiliopoda	15
Diplopoda	15
Pauropoda	20
Symphyla	20

Sistemas de ponderación “más es mejor” y “menos es mejor”:

En el caso de la GT, se ha realizado una búsqueda bibliográfica con el objetivo de determinar el rango de valores entre los que suele encontrarse dicho parámetro. En un trabajo con valores de COT similares a obtenidos en este estudio (Balota et al., 2014) establecen los valores de glomalina total (GT) en los primeros 5 cm del suelo entre 2,8 y 4 g/kg. En el caso de la glomalina fácilmente extraíble (GFE), se ha realizado una transformación de los valores obtenidos experimentalmente a una escala de 0 a 1 dado que es un parámetro muy variable y del que no existen unos rangos claros de clasificación.

La transformación se basa en asignar a los resultados obtenidos un valor de 0 a 1 en función de los límites inferior y superior de la distribución de datos hallada. En este caso se han asignado los mayores índices de calidad a los resultados más bajos, porque este parámetro sigue la regla de que “menos es mejor” (figura 11), es decir, una menor cantidad de GFE indica una mayor calidad del suelo (Aranda et al., 2014).

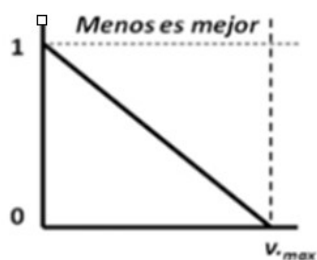


Figura 11. Ejemplo de scoring con “menos es mejor”.

Con la CC, MOD y MO ox se ha seguido la misma transformación de scoring pero en este caso “más es mejor” (figura 12).



Figura 12. Ejemplo de scoring con “más es mejor”.

Los valores límite utilizados para su clasificación de los indicadores, quedan recogidos en la tabla 6.

Tabla 6. Valores límite para cada indicador del SQI.

Servicio	Indicadores		Mal (0-3)	Regular (3-7)	Bien (7-10)
Suelo	Físicos	Cobertura (%)	0 - 30	30 - 70	70 - 100
		CC	0 - 0,3	0,3 - 0,7	0,7 - 1
		SAS (%)	0 - 20	20 - 40	40 - 60
		Da (kg/m3)	>1750	1750 - 1400	<1400
	Químicos	pH	3-4, 5 o > 9	4,5-5, 5 o 8-9	5,5 - 8
		CE (ds/m)	9 - 6	6 - 3	3 - 0
	Biológicos	GT	0 - 1,3	1,3 - 2,6	2,6 - 4
		GFE	0 - 0,3	0,3 - 0,7	0,7 - 1
		Mesofauna	0 - 30	30 - 70	70 - 100
	Dinámica MO	MOT (%)	0 - 1	1 - 3	3 - 6
		MO ox	0 - 0,3	0,3 - 0,7	0,7 - 1
		MOD	0 - 0,3	0,3 - 0,7	0,7 - 1

1.8 Análisis estadístico

Después de comprobar la normalidad y homocedasticidad de los datos obtenidos se ha realizado un análisis de varianza (ANOVA) para determinar el efecto del tratamiento (manejo del cultivo de cobertera) y la profundidad de muestreo sobre los parámetros analíticos determinados. La diferencia entre las medias se ha evaluado con el test la mínima diferencia significativa (PLSD) de Fisher con una significatividad de $p \leq 0,05$.

Para el estudio de la dependencia lineal, entre dos variables cuantitativas continuas, se ha empleado el coeficiente de correlación de Pearson. Se ha utilizado el programa estadístico Statview (SAS Institute Inc.).

Análisis de la mesofauna:

Paralelamente además de ser usado como un indicador en la tabla del índice de calidad del suelo, se han calculado los índices de Shannon-Wiener (H'), de la riqueza de especies (S) y el índice J de Pielou (J'), cuyas fórmulas son respectivamente:

$$H = - \sum_{i=1}^S p_i \log_2 p_i$$

Donde:

- S = número de especies.
- p_i = proporción de individuos de cada una de las especies de la comunidad, es decir el número de individuos de la especie i (n_i) partido por el número total de individuos de las especies de la comunidad (N).

$$J = H / H_{\max} = H / \log_2 S$$

Donde:

- H = diversidad de Shannon.
- S = número de especies.

3. Resultados y discusión

3.1. Parámetros químicos del suelo

3.1.1. pH

El valor de pH indica el grado de acidez o basicidad del suelo. Es un indicador que se relaciona con la capacidad de un suelo para filtrar y amortiguar la presencia de contaminantes; y es una propiedad muy importante debido a su relación con la disponibilidad y reciclado de nutrientes, así como con la calidad del hábitat para el desarrollo y crecimientos de los microorganismos. Desde el punto de vista agrícola, conocer el valor de pH es un factor clave para una gestión adecuada de la nutrición de los cultivos y se puede relacionar con una producción sostenible y con la variabilidad de la producción (de Paul Obade, 2017).

En el muestreo de febrero, el valor de pH de las diferentes parcelas analizadas oscila entre 7,37 y 8,67, ambos en la parcela de Riego a Pie. Estos valores definen el suelo como básico y son indicadores de que puede haber baja disponibilidad de P y micronutrientes y altos niveles de Ca^{2+} y Mg^{2+} (Saña et al; 1995). No se observan diferencias de pH entre tratamientos ($p=0,6803$), pero sí que existen diferencias en este parámetro según las profundidades de muestreo, siendo, en promedio, 0,5 unidades mayor el pH en la profundidad de 0-20 cm (figura 13).

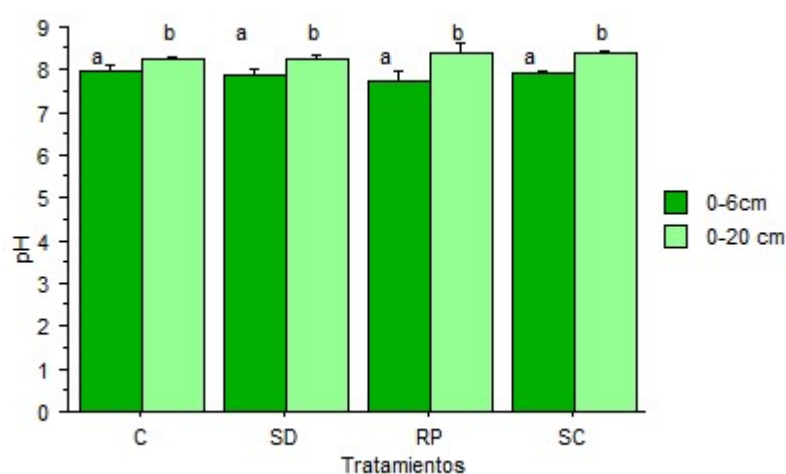


Figura 13. Valor medio del pH en el mes de febrero, según los diferentes tratamientos y profundidades. Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0,05$) entre las profundidades analizadas.

En primavera, 5 meses después de la siembra de la mostaza, se observan diferencia en el valor de pH entre los tratamientos ($p=0,4000$), siendo el tratamiento de Siembra Convencional el que presenta un valor significativamente mayor al resto, sin embargo las diferencias entre la profundidades, desaparecen (figura 14).

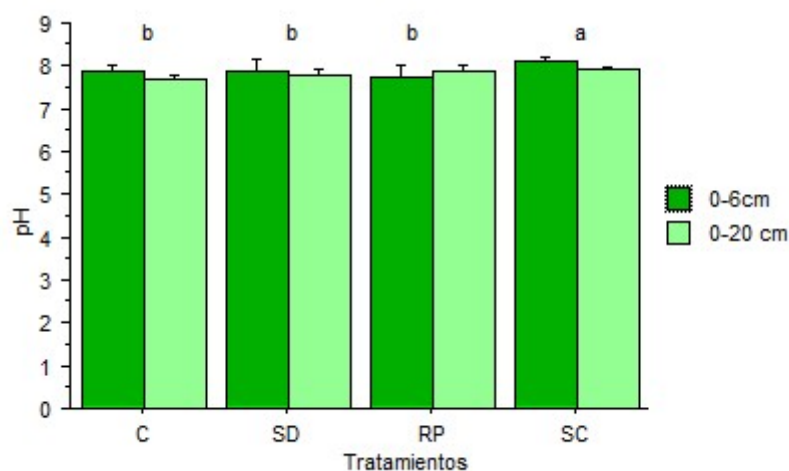


Figura 14. Valor medio del pH en el mes de mayo, según los diferentes tratamientos y profundidades. Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0,05$) entre los tratamientos analizados.

No se observan diferencias significativas entre el valor de pH del mes de febrero y el mes de mayo.

3.1.2. Conductividad eléctrica (CE)

La conductividad eléctrica del extracto del suelo es proporcional a la concentración de sales en disolución y se puede utilizar como indicador del estado y riesgo de salinización del suelo. En suelos agrícolas este proceso se puede producir cuando las prácticas de riego se realizan sin tener en cuenta el drenaje y la lixiviación de las sales, o por aporte de fertilizantes orgánicos excesivamente salinos. Por otra parte, en ambientes áridos y semiáridos, las sales más solubles que el yeso pueden ser transportadas a la superficie del suelo por capilaridad. El aumento de la salinidad puede provocar la degradación del suelo y la vegetación.

En un principio se propuso definir como suelo salino aquel que tuviese más de un 0,1% de sales solubles, pero esto no es del todo correcto ya que no se tiene en cuenta la textura que posea el suelo. Esta también cambia con el contenido en humedad, disminuye en capacidad máxima (pues se diluye la solución) y aumenta en el punto de marchitamiento (se concentran las sales).

Se ha establecido 4 dS/m como valor límite ya que a es el umbral a partir del cual salinidad empieza a ser tóxica para los cultivos y tiene efectos en la estructura edáfica (Taboada y Lavado 2008, Taboada et al. 2009) y ninguno de nuestros tratamientos dicho valor se supera a pesar de que en todos los casos la CE aumenta en el muestreo de mayo respecto a febrero.

En el de muestreo de febrero, los valores medios de salinidad oscilan entre 0,21 dS/m en el tratamiento de Riego a Pie y 1,49 dS/m en el tratamiento de Siembra Directa, estando ambos dentro del rango que define un suelo como no salino. No se observan diferencias significativas entre los tratamientos ni entre las profundidades analizadas (figura 15) aunque cabe destacar la gran

variabilidad de los resultados obtenidos para las muestras 0-6 cm del tratamiento control, que refleja probablemente su gran heterogeneidad espacial.

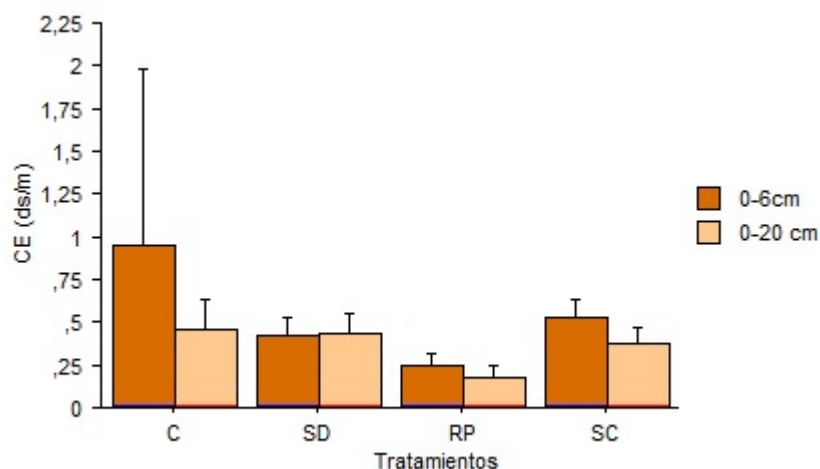


Figura 15. Valor medio de la conductividad eléctrica del extracto 1:5 (CE) en el mes de febrero según los diferentes tratamientos y profundidades analizadas.

Este comportamiento puede ser debido a que, cuando se realizó el muestreo, había una lámina en superficie de la mezcla de purín y agua que se aplicó después de cosechar y no se labró.

El valor con CE medio más alto es el tratamiento de Control en ambas profundidades, de 0-20 cm con 0,463 ds/m y de 0-6 cm con 0,949 ds/m. Mientras que los más bajos corresponden a la parcela de Riego a Pie en febrero, con un valor medio de 0,176 dS/m en la profundidad de 0-20 cm y 0,241 dS/m de 0-6 cm.

En el muestreo de mayo no se detectan diferencias significativas en ninguno de los casos (figura 16).

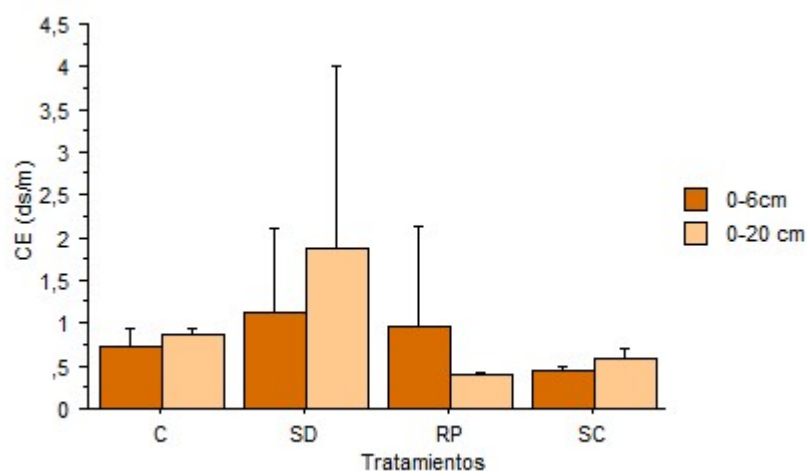


Figura 16. Valor medio de la conductividad eléctrica del extracto 1:5(CE) en el mes de mayo según los diferentes tratamientos y profundidades analizadas.

En mayo los valores no son tan altos, siendo el mayor en la parcela de Siembra Directa con 1,864 dS/m en la profundidad de 0-20 cm y 1,124 dS/m en la profundidad de 0-6 cm. En las muestras de mayo es el tratamiento de Siembra Convencional con 0,583 dS/m de 0-20 cm y 0,437 dS/m de 0-6 cm.

Comparando las dos fechas de muestreo, se observa que, aunque hay cierta variación, no es importante ya que en ambos casos se encuentran muy por debajo del rango límite.

3.2. Parámetros físicos del suelo

3.2.1. Estabilidad estructural de los agregados (% SAS)

La estabilidad de los agregados es una medida de la capacidad de los agregados del suelo para conservar su integridad frente a una perturbación, que en el método utilizado en este trabajo consiste en una humectación rápida. Ésta es dinámica y cambia con el contenido de agua y las prácticas de uso del suelo (Volverás y Amézqueta, 2009), entre otros. Una estructura estable es extremadamente importante para los cultivos herbáceos ya que regula tanto procesos físicos como la aireación y las tasas de intercambio gaseoso; la temperatura de los horizontes; la infiltración y el riesgo de erosión o el movimiento y almacenamiento de agua. Así mismo también se puede relacionar con la eficiencia del suministro de nutrientes y con la facilidad del crecimiento de las plantas ya que un suelo bien estructurado permite una buena penetración y desarrollo de las raíces.

Según el Kemper y Koch (1966), la estabilidad estructural de los agregados (SAS) de las parcelas estudiadas puede clasificarse como muy poco estable ($SAS < 20\%$) o poco estable ($SAS \geq 40\%$). Sin embargo, los valores obtenidos son típicos de los horizontes superficiales de los suelos cultivados caracterizados por los bajos niveles de materia orgánica y estar sometidos al laboreo con maquinaria pesada (Casals y Rovira, 1989).

En el muestreo de febrero se observan diferencias significativas en la estabilidad estructural de los agregados según el tratamiento aplicado ($p=0,0193$), pero no entre profundidades. Por tanto, las diferencias representadas hacen referencia solo a las existentes entre las muestras porque no hay diferencias entre profundidades (figura 17).

En febrero el tratamiento de Riego a Pie es el que tiene un porcentaje de SAS en la muestra de 0-20 cm de 26,953% y de 0-6 cm 62,867%.

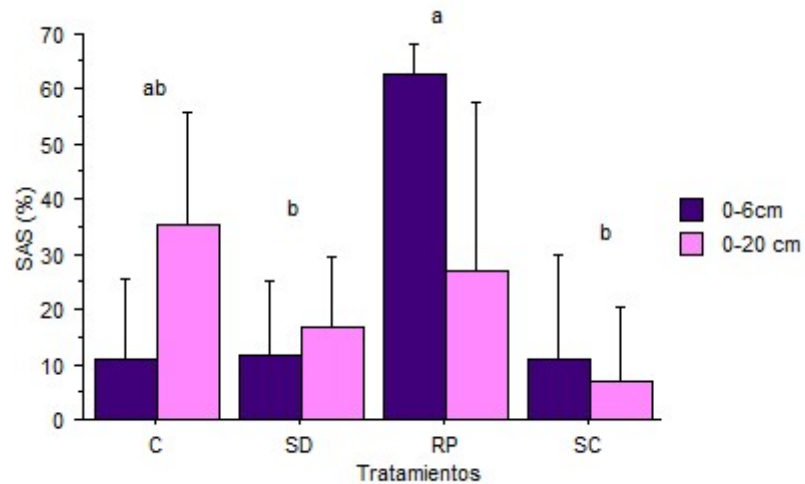


Figura 17. Valor medio de la estabilidad estructural de los agregados (% SAS) en el mes de febrero, según los diferentes tratamientos y profundidades analizados. Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0,05$) entre los tratamientos estudiados.

En las muestras de mayo se observan diferencias significativas según el tratamiento aplicado ($p=0,022$), la profundidad ($p=0,0008$) e interacción entre los tratamientos y la profundidad.

Al analizar el efecto de la interacción, se comprueba que los tratamientos Control y Riego a Pie no presentan diferencias estadísticamente significativas en la estabilidad estructural de los agregados según la profundidad de muestreo. Sin embargo, los tratamientos sembrados con mostaza en Siembra Directa y Siembra Convencional sí que presentan diferencias significativas en el valor medio de estabilidad estructural de los agregados según la profundidad, siendo, en ambos casos, mayor en las muestras de 0-20 cm (tabla 7).

También se puede observar que a 0-20 cm de profundidad, el tratamiento Control es el que presenta una SAS menor (tabla 7) y estadísticamente diferente del resto de tratamientos ($p=0,003$) sin embargo de 0-6 cm no se observan diferencias entre los tratamientos ($p=0,2$) debido a la gran heterogeneidad de los valores.

Tabla 7. Estabilidad estructural de los agregados (% SAS) según la profundidad de muestreo para cada tratamiento estudiado. Entre paréntesis se muestra la desviación típica. Las letras minúsculas indican diferencias entre los tratamientos en una misma profundidad (dentro de cada línea); p en la última fila indica diferencias entre profundidades para un mismo tratamiento (columnas) en mayo.

	C	SD	RP	SC	Valor de p
0-6 cm	16,13 (10,78)	12,31 (22,30)	33,84 (30,55)	1,30 (1,50)	0,20
0-20 cm	9,75 b (8,90)	55,77 a (19,70)	44,26 a (14,01)	44,38 a (10,20)	0,003
Valor de p	0,380	0,027	0,565	0,0002	

La mayor estabilidad en profundidad puede explicarse por la relación de este parámetro con el contenido de arcilla, de carbonato de calcio y materia orgánica (Canasveras et al., 2010). Las partículas de arcilla se consideran agentes facilitadoras de la agregación debido a su alta área superficial específica, alta capacidad de intercambio catiónico (CIC) y, en consecuencia, alta actividad física y química. El contenido de materia orgánica del suelo puede afectar la estructura del suelo, así como la estabilidad de los agregados de diferentes maneras: el efecto agregado transitorio de los polisacáridos en los microagregados, el aumento de la coherencia de los agregados contra el slaking debido a los materiales hidrofóbicos, el efecto estabilizador temporal de las raíces y las hifas en los macroagregados agregados, y el efecto persistente de los polímeros y compuestos aromáticos en los microagregados. Los contenidos de carbonato de calcio también influyen en la agregación del suelo a través de sus efectos cementantes y evitan la dispersión de los agregados (Amezketta, 1999), además de proporcionar cationes estructurantes a la disolución del suelo, como Ca^{2+} y, en menor medida, Mg^{2+} .

Hay muchos estudios que ponen de manifiesto que la estabilidad de los agregados puede verse influenciada por el manejo del suelo, a menudo en asociación con cambios en el carbono orgánico. Los suelos cultivados intensivamente son particularmente propensos a la pérdida de carbono orgánico debido al incremento de la oxidación de la materia orgánica, especialmente por el laboreo ya que se aumenta la superficie de suelo en contacto con el aire; por la rotura mecánica originada por el impacto de los aperos de cultivo; y por reducción de la incorporación de los restos de cultivos que se exportan junto con la cosecha (Elliott 1986; Ross 1993; Six et al. 2000) y también por la erosión posterior al laboreo y al riego. Sin embargo, en las parcelas estudiadas no se observa esta relación entre las SAS y la MO, ya que no existe una correlación positiva y significativa, si no que existe una correlación negativa y significativa SAS y COT -0,268 ($p=0,032$) y SAS y CO ox -0,359 ($p=0,004$) y por lo tanto pone de manifiesto la importancia del efecto mecánico producido por las labores de cultivo realizadas en estas parcelas.

A pesar de que los valores de SAS son muy bajos en los dos muestreos, se observa que, en todos los tratamientos, excepto en el Control, aumenta con el tiempo.

Esto muestra el efecto positivo de la cubierta vegetal, ya que la presencia de un sistema radicular y la actividad biológica asociada incrementan la formación de micro y macroagregados y la presencia de una cubierta sobre el suelo minimiza la acción de los agentes meteorológicos, como el impacto de las gotas de agua, en la destrucción de los agregados

En mayo los valores no son tan claros, ya que podrían tratarse de los tratamientos de Siembra Directa y Riego a Pie, pero en el último no existe tanta diferencia en el porcentaje de SAS entre las dos muestras de diferentes profundidades: 44,265% de 0-20 cm y 33,843% de 0-6 cm.

Por lo que en ambos casos se trata del tratamiento Riego a Pie y dicho porcentaje de SAS aumenta con el tiempo en las muestras de mayor profundidad mientras que en las superficiales disminuye.

3.2.2. Densidad aparente (Da)

La densidad aparente es una propiedad del suelo ampliamente utilizada en agricultura como indicador de la compactación, y como tal puede afectar a la porosidad y aireación del suelo, a la velocidad de infiltración, a la capacidad de retención de agua disponible, al desarrollo de raíces de plantas y también a la actividad microbiana. La densidad aparente es una función de la salud del suelo que influye en gran medida en la productividad de los cultivos y tiene una relación directa con las prácticas de manejo. El aumento de la Da es un reflejo del aumento de la compactación, es decir, de una reducción de la porosidad del suelo, afectando al porcentaje de humedad y al crecimiento de las raíces. Así mismo, esta propiedad edáfica varía dependiendo de la textura, la estructura y el contenido de materia orgánica del suelo; a mayor cantidad de MO, mayor volumen de espacio poroso y menor Da (Salamanca y Sadeghian, 2005).

En el muestreo de febrero la Da oscila entre 1497,38 kg/m³ en el tratamiento de Siembra Directa y 867,845 kg/m³ en el Control. Se observan diferencias significativas entre los diferentes tratamientos estudiados ($p=0,03$) (figura 18).

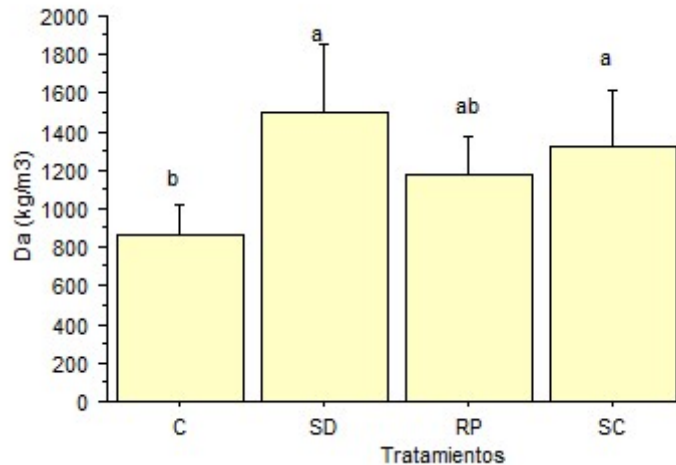


Figura 18. Densidad aparente de 0-6 cm (D_a ; kg/m^3) en el mes de febrero según los diferentes tratamientos analizados. Letras diferentes indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$) entre ellos.

En el muestreo de mayo los valores disminuyen, siendo el tratamiento Control el que presenta un valor medio inferior, $796,980 \text{ kg/m}^3$, y el mayor la Siembra Convencional con un valor medio mayor de $1115,17 \text{ kg/m}^3$. A pesar de ello, no existen diferencias significativas entre tratamientos (figura 19).

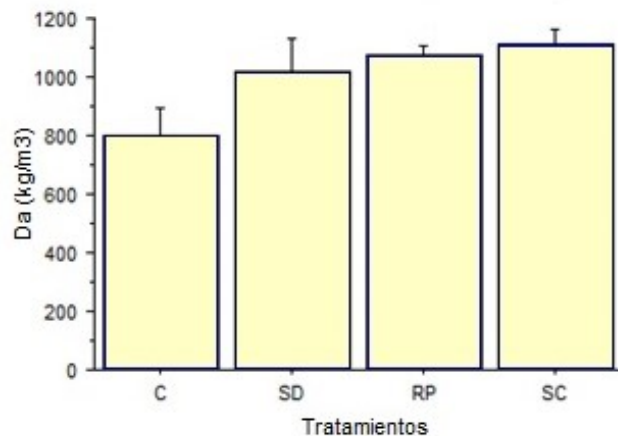


Figura 19. Densidad aparente de 0-6 cm (D_a ; kg/m^3) en el mes de mayo según los diferentes tratamientos analizados. Letras diferentes indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$) entre ellos.

Según la textura de las parcelas, el valor óptimo de la densidad aparente para el crecimiento radicular de las plantas son valores menores de 1400 kg/m^3 (Nyéki et al., 2016). Analizando el efecto del tiempo en esta propiedad, se puede observar que, para todos los tratamientos, existen diferencias significativas entre las dos fechas muestreadas ($p=0,012$), siendo la D_a de primavera menor que la de invierno. Este comportamiento pone en evidencia que la siembra de una cubierta vegetal tiene efectos positivos en las propiedades físicas del suelo pudiendo recuperarse de la compactación tanto

por procesos físicos y biológicos relacionados con el crecimiento radicular (Loasdon et al; 2004). Sin embargo, se observa que, para las dos fechas de muestreo, el tratamiento Control es el que presenta una Da menor, y en invierno (febrero), significativamente diferente al resto de tratamientos analizados. Este comportamiento ha sido observado con anterioridad (Lampurlanés, 2000; Topa et al; 2021) y se ha definido como proceso asociado al periodo de transición entre el laboreo convencional y el no laboreo (Jalal et al; 2020).

3.2.3. Capacidad de campo (CC)

Los suelos tienen diferente capacidad de retención de agua dependiendo en gran parte de su textura y estructura. La capacidad de campo (CC) hace referencia al límite superior de la capacidad de almacenamiento de agua. Después de un evento de lluvia o de riego que satura los poros el suelo, hay un rápido movimiento descendente (drenaje) de una parte del agua del suelo debido a la fuerza de gravedad (agua gravitacional). Durante este drenaje, la cantidad de agua del suelo disminuye, siendo más rápido en suelos arenosos que en arcillosos (Zotarelli et al., 2013), debido al mayor tamaño medio de los poros. Una vez finalizado el drenaje del agua gravitacional, el suelo se encuentra en capacidad de campo, es decir, con la máxima cantidad de agua que es capaz de retener. El contenido de agua del suelo se ha relacionado con el crecimiento de los cultivos ya que además de satisfacer las necesidades hídricas de las plantas, también interviene en el suministro de los nutrientes en forma de sales disueltas.

En el mes de febrero, los valores de capacidad de campo varían entre 280 g/kg en las parcelas de Riego a pie, y el 400 g/kg en la parcela Control. El análisis de los valores obtenidos pone de manifiesto la existencia de diferencias significativas en el contenido hídrico según el tratamiento de siembra aplicado ($p=0,02$) además de una interacción significativa entre el tratamiento y la profundidad de muestreo ($p<0,0001$). En la parte más superficial del suelo (0-6 cm) se observan dos comportamientos distintos; el tratamiento Control y el tratamiento de Siembra Directa presentan valores de capacidad de campo significativamente superiores que los tratamientos de Riego a Pie y Siembra Convencional, sin embargo, este comportamiento se modifica a profundidades mayores (0-20 cm). En estas condiciones, la parcela sembrada en siembra convencional es la que mayor capacidad de campo presenta (Tabla 8). Analizando el efecto de la profundidad para cada tratamiento, se observa que en el caso del tratamiento Control hay diferencias significativas con una mayor capacidad de campo en la muestra de 0-6 cm de profundidad. También se observan diferencias en profundidad que en el tratamiento Siembra Convencional, pero en este caso hay una mayor capacidad de campo en la muestra de 0-20 cm. En los otros dos tratamientos, Riego a Pie y Siembra Directa, no hay diferencias según la profundidad de muestreo.

Tabla 8. Capacidad de campo (CC, g/kg) según la profundidad de muestreo para cada tratamiento estudiado. Entre paréntesis se muestra la desviación típica. Las letras minúsculas indican diferencias entre los tratamientos en una misma profundidad (dentro de cada línea); p en la última fila indica diferencias entre profundidades para un mismo tratamiento (columnas).

	C	SD	RP	SC	Valor de p
0-6 cm	401,35 a (37,05)	391,33 a (62,39)	279,15 b (30,79)	308,58 b (50,45)	0,006
0-20 cm	304,53 b (51,31)	317,78 b (73,50)	330,70 b (51,34)	476,68 a (38,58)	0,0026
Valor de p	0,022	0,168	0,136	0,0018	

En el muestreo realizado en mayo existen diferencias significativas respecto a los tratamientos ($p < 0,0001$) y la profundidad ($p = 0,0039$) y no existe interacción entre el tratamiento y la profundidad.

La capacidad de campo es significativamente mayor de 0-20 cm en todos los tratamientos estudiados, sin embargo, existen diferencias entre ellos (figura 20).

En el muestreo de primavera se observa que el tratamiento Control tiene una capacidad de campo de 333,2 g/kg de 0-20 cm y 279,5 g/kg de 0-6 cm mientras que en el tratamiento de Siembra Convencional, 270,8 g/kg de 0-20 cm y 254,2 g/kg de 0-6 cm.

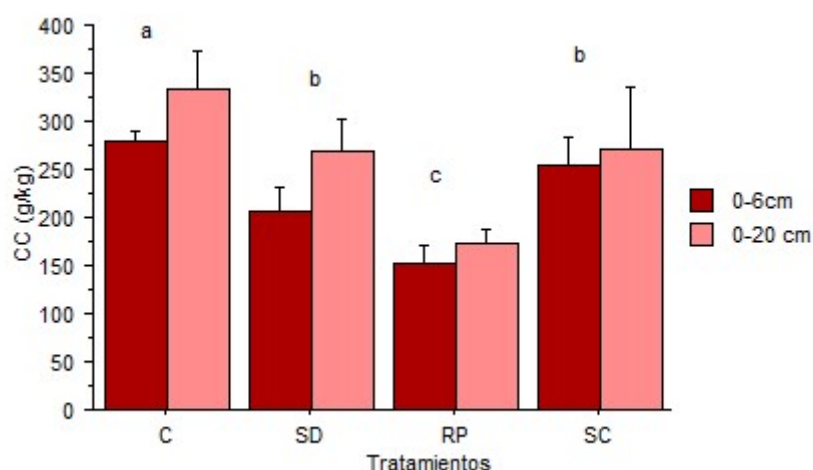


Figura 20. Capacidad de campo(CC; g/kg) en el mes de mayo según los diferentes tratamientos y profundidades analizados. Letras diferentes indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$) entre los tratamientos estudiados.

En el muestreo de invierno los valores más altos corresponden a los tratamientos Control y Siembra Convencional. La parcela de Control tiene

304,525 g/kg de 0-20 cm y 401,350 g/kg de 0-6 cm, mientras que el tratamiento de Siembra Convencional tiene 476,675 g/kg de 0-20 cm y 308,575 g/kg de 0-6 cm. En el segundo tratamiento hay mayor diferencia entre las dos profundidades además de ser menor en la de 0-6 cm, al contrario que en el Control.

Se puede observar que la CC disminuye en primavera, esto es debido a la pérdida de porosidad por asentamiento del suelo después del laboreo.

Se considera que el valor ideal de CC para un suelo con textura franco-limoso es un 230 g/kg, motivo por el cual se ha utilizado como umbral de ponderación.

3.2.4. Cobertura superficial del suelo(rastrojo)

La cobertura que se encuentra en las parcelas se debe a los restos de rastrojo de maíz cosechado anteriormente a la siembra de la mostaza. Este tiene grandes beneficios en el suelo debido a que lo protege de la erosión hídrica y eólica, reduce la evaporación por lo que mantiene el suelo húmedo, al descomponerse aumenta el contenido de materia orgánica, mejora la infiltración del agua, alimenta y protege a los organismos edáficos, regula los cambios bruscos de temperatura y, con una capa suficiente de rastrojos, puede controlar el crecimiento de malas hierbas (García-Torres et al., 2005).

En este caso concreto no se ha podido hacer un estudio estadístico de este parámetro ya que para su evaluación nos basamos en los criterios propuestos por la FAO, es decir, el porcentaje de cobertura que presentaban las diferentes parcelas de los tratamientos en el momento del muestreo (tabla 9). Este porcentaje de rastrojo varía entre 0 a 100, siendo 0 el caso de rastrojo inexistente y 100, la máxima cobertura del suelo.

Tabla 9. Porcentaje de cobertura (rastrojo) en los diferentes tratamientos en febrero y mayo según lo establecido por la FAO en el año 2009.

	%Cobertura	
	Febrero	Mayo
SD	15	100
SC	75	15
RP	75	100
C	100	75

En el tratamiento de Siembra Directa y Riego a Pie hay un aumento del porcentaje de rastrojo, mientras que en la Siembra Convencional y en el Control, hay una disminución.

Las reducciones que hay de rastrojo en mayo respecto a febrero en la Siembra Convencional se puede deber a que el laboreo del suelo previo a la siembra incorpora parte del residuo del maíz, incrementando su descomposición.

3.3. Parámetros biológicos del suelo

3.3.1. Glomalina total (GT)

La glomalina es una glicoproteína insoluble de alto peso molecular que se almacena en gran cantidad en la pared celular de las hifas de los hongos micorrícicos arbusculares motivo por el cual puede ser un indicador de la presencia de estos organismos en el suelo (Herrera, 2004).

La concentración de glomalina en el suelo oscila entre 1,26 g/kg en el tratamiento RP y 3,21 g/kg en el tratamiento SD y está comprendido dentro del umbral inferior del rango descrito en otros trabajos de 2 a 15 mg/g a más de 60 mg/g (Rilling et al, 2001; Xiaoke et al; 2014; Galazka et al; 2017). El contenido de Glomalina total del muestreo de febrero presenta diferencias significativas entre los tratamientos estudiados ($p=0,0054$) y la profundidad de muestreo ($p=0,0012$), además de haber una interacción entre ambas ($p=0,0028$).

Analizando esta interacción (tabla 10), se observan diferencias en el contenido de glomalina total de los tratamientos estudiados solamente en los niveles más superficiales muestreados ($p=0,005$), siendo el tratamiento de Siembra Directa el que presenta un contenido significativamente mayor a los demás. También se puede observar que este mismo tratamiento es el único que presenta diferencias en el contenido de glomalina según la profundidad de muestreo, con aproximadamente 2,4 veces superior al contenido de 0-20 cm).

Tabla 10. Contenido de Glomalina Total (GT, g/kg) del mes de febrero según la profundidad de muestreo para cada tratamiento estudiado. Entre paréntesis se muestra la desviación típica. Las letras minúsculas indican diferencias entre los tratamientos en una misma profundidad (dentro de cada línea); p en la última fila indica diferencias entre profundidades para un mismo tratamiento (columnas).

	C	SD	RP	SC	Valor de p
0-6 cm	2,26 b (0,70)	4,52 a (1,43)	2,13 b (0,31)	2,25 b (0,38)	0,005
0-20 cm	1,92 (0,19)	1,91 (0,54)	1,84 (0,63)	2,20 (0,11)	0,660
Valor de p	0,392	0,014	0,228	0,802	

Un patrón de resultados similar al del mes de febrero, pero con valores ligeramente menores, se observa en las muestras de mayo (tabla 11), existen diferencias significativas entre las muestras ($p=0,0039$), entre las profundidades ($p=0,0012$) e interacciones entre ambos factores ($p=0,0023$).

En este periodo de muestreo se observan diferencias en el contenido de GT de los diferentes tratamientos, sólo en superficie, siendo el tratamiento de Siembra Directa el que presenta una mayor cantidad de GT y significativamente diferente al resto. Esta diferencia desaparece en

profundidad, no observándose diferencias entre los tratamientos estudiados. También se puede observar que el contenido de GT es menor a los 0-20 cm, en todos los tratamientos, aunque esta disminución solamente es estadísticamente significativa para el tratamiento de SD.

Tabla 11. Contenido de Glomalina Total (GT, g/kg) del mes de mayo según la profundidad de muestreo para cada tratamiento estudiado. Entre paréntesis se muestra la desviación típica. Las letras minúsculas indican diferencias entre los tratamientos en una misma profundidad (dentro de cada línea); p en la última fila indica diferencias entre profundidades para un mismo tratamiento (columnas).

	C	SD	RP	SC	Valor de p
0-6 cm	1,40 b (0,70)	3,23 a (1,19)	1,43 b (0,24)	1,39 b (0,28)	0,0048
0-20 cm	1,45 (0,14)	1,15 (0,38)	1,09 (0,45)	1,34 (0,08)	0,678
Valor de p	0,386	0,016	0,232	0,781	

Para las dos fechas de muestreo, el contenido de glomalina total está positiva y muy significativamente relacionado ($r=0,48$; $p=0,01$) con el contenido de carbono orgánico total, característica ampliamente observada en trabajos anteriores de suelos agrícolas (Lombardo et al; 2019). Así mismo se ha relacionado el contenido de glomalina con un aumento de la estabilidad estructural de los agregados del suelo, puesto que una de las características de esta molécula es la estabilización, a través de interacciones hidrofóbicas, de agregados que, a su vez, protegen físicamente la materia orgánica evitando su degradación por la actividad enzimática de los microorganismos edáficos (Wright and Upadhyaya, 1998; Rillig et al, 2004). Sin embargo, en las parcelas estudiadas en este trabajo no se ha observado esta característica, si no que se pone de manifiesto una correlación negativa entre la glomalina total y la SAS ($r=-0,30$; $p=0,05$) evidenciando el gran impacto de las labores agrícolas sobre la estructura edáfica.

Observando los datos a lo largo del tiempo, se observa una disminución del contenido de glomalina total entre invierno y primavera, tanto en superficie ($p=0,0014$) como en profundidad ($p<0,0001$) reflejando el comportamiento estacional de esta proteína (Lutgen et al, 2003).

3.3.2. Glomalina fácilmente extraíble (GFE)

La glomalina fácilmente extraíble, representa la fracción más recientemente formada de esta proteína. En el muestreo de febrero se observan diferencias altamente significativas del contenido de GFE según la profundidad de

muestra, ($p=0,0015$) no observándose diferencias entre los tratamientos estudiados. En cada uno de ellos, se advierte un mayor contenido de GFE en los 6 primeros centímetros del suelo (figura 21). Los valores obtenidos se encuentran entre 0,45 g/kg en el caso del tratamiento de Siembra Directa y 0,59 g/kg en el caso del Riego a Pie.

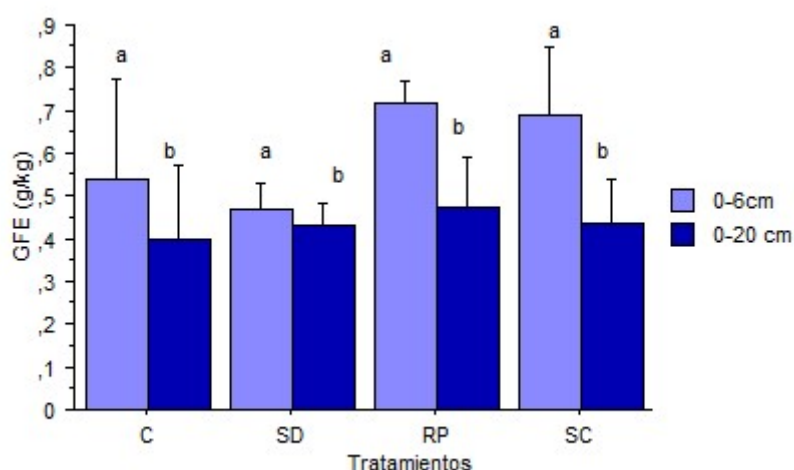


Figura 21. Contenido Glomalina fácilmente extraíble (GFE, g/kg) en el mes de febrero, según los diferentes tratamientos y profundidades estudiadas. Letras distintas muestran diferencias significativas entre las profundidades muestreadas.

En el muestreo de mayo se observa que solo existen diferencias significativas del contenido de GFE con la profundidad de muestreo, ($p=0,0033$), siendo siempre mayor en las muestras de 0-6 cm (figura 22). Igualmente, que, en el muestreo de invierno, tampoco se observan diferencias en el contenido de esta fracción, según el tratamiento aplicado.

Los resultados obtenidos de esta fracción en mayo oscilan entre 0,29 g/kg correspondiente a la parcela de Siembra Directa y 0,39 g/kg del Riego a Pie.

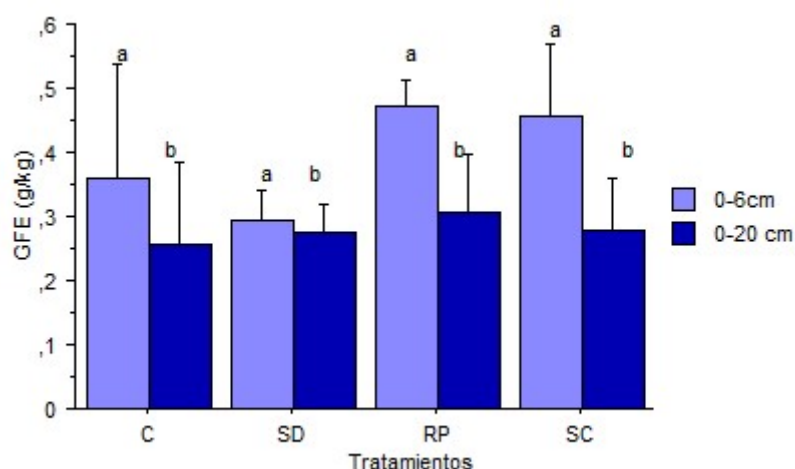


Figura 22. Contenido Glomalina fácilmente extraíble (GFE, g/kg) en el mes de mayo, según los diferentes tratamientos y profundidades estudiadas. Letras distintas muestran diferencias significativas entre las profundidades muestreadas.

Los resultados obtenidos, indican que el sistema de manejo de las parcelas no influye en la actividad fúngica. Este comportamiento ha sido observado con anterioridad (Lombardo et al, 2019) y puede relacionarse con el efecto del laboreo convencional continuado, que provoca la rotura del micelio y por lo tanto la liberación de la glomalina almacenada en sus paredes celulares.

A pesar de que en las dos fechas de muestro, el contenido de la fracción fácilmente extraíble de glomalina es superior en la superficie del suelo, no se observa una correlación significativa de esta proteína con el el contenido de carbono del suelo, ni siquiera con el contenido de CO disuelto.

La existencia de un mayor porcentaje de GFE en la superficie del suelo se debe a que, además de ser la fracción de más reciente formación, puede venir de la descomposición parcial de la glomalina más estable (GT), es decir, que, gracias a la mineralización, con el tiempo la GFE pasa a ser GT (Wright, 1996).

3.3.3. Glomalina recalcitrante (GR)

La fracción de glomalina relacionada más directamente con la calidad del suelo es la glomalina recalcitrante (GR), es decir, la diferencia entre la GT y la GFE, ya que ésta es la glomalina con un mayor tiempo de residencia en el suelo. Los valores aparecen en la tabla 12.

Tabla 12. contenido de glomalina recalcitrante (GR, g/kg) de los meses de febrero y mayo según la profundidad de muestreo para cada tratamiento estudiado.

	Febrero		Mayo	
	0-20 cm	0-6 cm	0-20 cm	0-6 cm
C	1,52	1,72	0,89	1,04
SD	1,48	4,05	0,87	2,93
RP	1,36	1,59	0,79	0,96
SC	1,76	1,56	1,07	0,93

En la tabla 13 se muestra la relación entre la GFE y la GT para determinar que fracción predomina en el suelo. Como se puede observar, para un mismo tratamiento, los valores se mantienen prácticamente constantes en el tiempo, evidenciando que la variación estacional afecta indistintamente a las fracciones de esta glicoproteína.

Tabla 13. Relación de valores medios entre la glomallina fácilmente extraíble (GFE) y la glomalina total (GT) de los meses de febrero y mayo según la profundidad de muestreo para cada tratamiento estudiado.

	Febrero		Mayo	
	0-20 cm	0-6 cm	0-20 cm	0-6 cm
C	0,21	0,25	0,22	0,27
SD	0,24	0,11	0,26	0,11
RP	0,28	0,32	0,31	0,34
SC	0,20	0,31	0,21	0,33

Observando los valores entre los diferentes tratamientos aplicados, se observa que el sistema de Siembra Directa presenta, en superficie, un valor inferior, indicando que con este manejo se favorece la fracción más recalcitrante de la glomalina, efecto positivo ya que es la fracción que tiene un mayor tiempo de residencia en el suelo. En profundidad, la fracción fácilmente extraíble oscila entre el 20 y el 31% del contenido total, no habiendo una clara influencia de los diferentes tratamientos en la mineralización de la glomalina. Sin embargo, hay que tener en cuenta que no se ve una gran variación de glomalina en el tiempo porque entre las dos muestras recogidas se ha sembrado por lo que la red de hifas formada ha sido destruida.

3.4. Parámetros de la dinámica de la materia orgánica del suelo

3.4.1. Carbono orgánico total (COT)

El COT es un indicador del efecto de diferentes sistemas productivos sobre la fracción orgánica del suelo. Se utiliza para evaluar los cambios en los contenidos de MOS asociados a sistemas de laboreo, uso y capacidad productiva de los suelos (Martínez et al., 2008).

Los valores de COT obtenidos en el mes de febrero oscilan entre el 25,59 g/kg en el caso del Riego a Pie y 33,47 g/kg en la Siembra Directa, niveles ligeramente elevados para los suelos agrícolas del valle del Ebro, pero dentro de los umbrales en los sistemas de regadío de esta zona. También se observa que existen diferencias significativas entre los tratamientos ($p=0,0069$) pero no entre las profundidades muestreadas, aunque está cercana al valor límite ($p=0,051$). Los tratamientos sembrados con Siembra Directa y Siembra Convencional tienen un contenido significativamente superior que la parcela de Riego a Pie y Control. Este hecho podría explicarse por el incremento de la mineralización de la MO. En el primer caso, por un incremento de la humedad del suelo y en el segundo por un incremento de la aireación o, simplemente, debido a la heterogeneidad existente entre las parcelas (figura 23).

En febrero, aunque no hay una gran diferencia entre los tratamientos y profundidades, el tratamiento de Siembra Directa tiene mayor cantidad, 31,505 g/kg de 0-20 cm y 35,430 g/kg de 0-20 cm

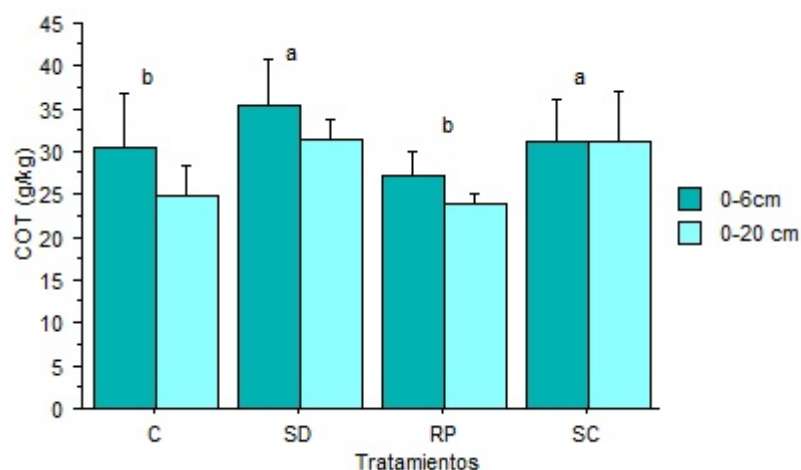


Figura 23. Contenido de Carbono orgánico total (COT; g/kg) en el mes de febrero según los diferentes tratamientos y profundidades analizados. Letras diferentes indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$) entre los tratamientos estudiados.

En el muestreo de mayo los valores obtenidos oscilan entre 21,66 g/kg en el tratamiento de Riego a Pie y 32,39 g/kg en el Siembra Directa. Existiendo diferencias entre los tratamientos ($p < 0,0001$), pero no entre las profundidades (figura 24). En este caso las diferencias se mantienen respecto a lo hallado en febrero.

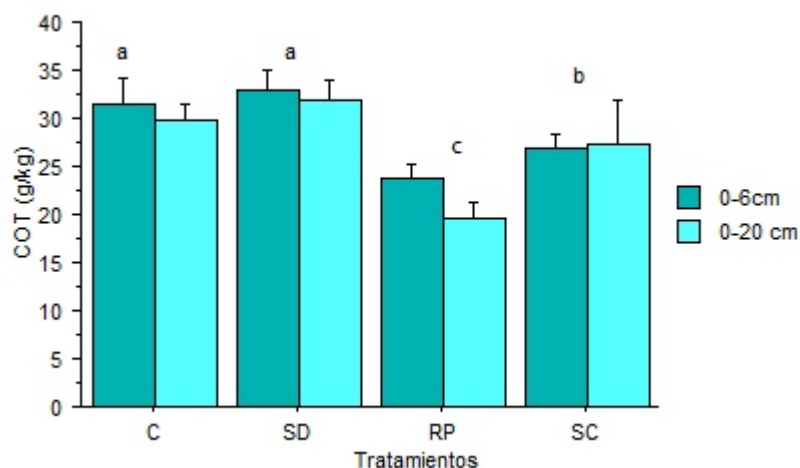


Figura 24. Contenido de Carbono orgánico total (COT; g/kg) en el mes de mayo, según los diferentes tratamientos y profundidades analizados. Letras diferentes indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$) entre los tratamientos estudiados.

Se puede concluir que hay cambios entre el invierno y la primavera. El tratamiento control tiene la misma cantidad de MO que la Siembra Directa, hay un incremento respecto al contenido de invierno. Esto se puede deber que durante los 2 meses que transcurren entre los muestreos, existe una degradación de los restos del cultivo anterior que quedan en la parcela (restos

de caña, zuros y hojas). Sin embargo, el contenido de la parcela de Siembra Convencional disminuye y el de Riego a Pie es el que menor contenido de MO total tiene.

Es importante tener en cuenta la variación MO entre ambos meses y no el contenido inicial de MO de cada tratamiento porque esa concentración se ha podido ver afectada por muchas otras circunstancias previas a la existencia del propio tratamiento.

3.4.2. Carbono orgánico oxidable (CO ox)

El carbono orgánico oxidable (CO ox) representa la fracción de carbono que tiene un grado intermedio de biodegradabilidad, englobando a la mayor parte de la materia orgánica del suelo. Los resultados dependen del grado de oxidación, de la calidad y aromaticidad de la MO del suelo (Valero, 2017), es decir, de las características de la MO que condicionan su reactividad con el oxidante usado en el procedimiento analítico.

En el muestreo de febrero los valores oscilan entre 11,18 g/kg en el tratamiento de Riego a Pie y 16,69 g/kg en el de Siembra Convencional. Existiendo diferencias entre la profundidad ($p=0,0517$) y los tratamientos ($p=0,0022$).

Se hace la prueba solo con la profundidad y se ve que en todos los casos el CO ox es mayor en las muestras 0-6 cm que en las de 0-20 cm. Las diferencias entre los tratamientos aparecen representadas en la figura 25.

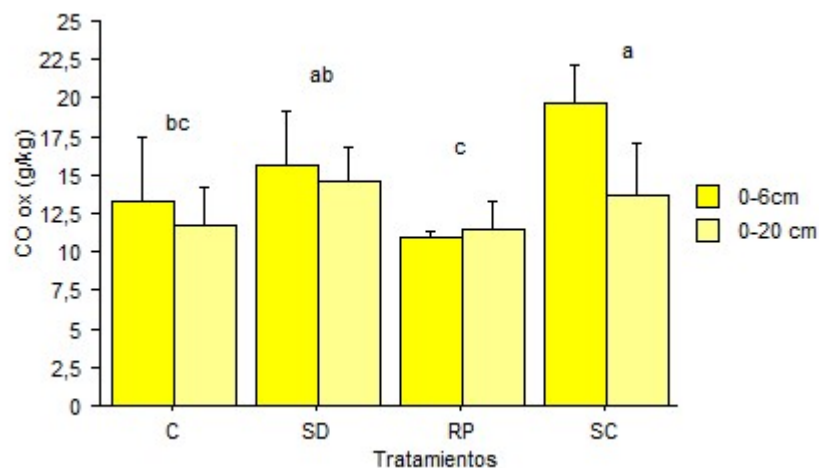


Figura 25. Contenido de Carbono orgánico oxidable (COox; g/kg) en el mes de febrero según los diferentes tratamientos y profundidades analizados. Letras diferentes indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$) entre los tratamientos estudiados.

En las muestras de mayo, los valores obtenidos se encuentran entre 10,74 g/kg del tratamiento de Riego a Pie y 26,32 g/kg de la Siembra Directa. Existiendo solo diferencias significativas entre los tratamientos ($p < 0,0001$) y no entre las profundidades como en febrero (figura 26).

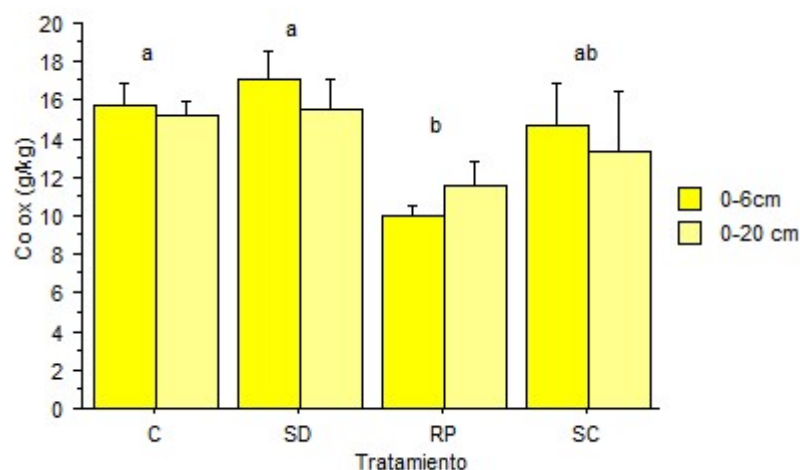


Figura 26. Contenido de Carbono orgánico oxidable (COox; g/kg) en el mes de mayo según los diferentes tratamientos y profundidades analizados. Letras diferentes indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$) entre los tratamientos estudiados.

En ambos casos, el tratamiento de Riego a Pie es el que menos concentración de CO ox presenta debido a que esta fracción es más sensible a los cambios en los cultivos o en las prácticas de manejo que el COT, además de estar ligada al estado de agregación e infiltración del suelo (Limbozzi y Galantini, 2018), y esta práctica cambia drásticamente la agregación de los suelos, además de dañar las raíces (Fernández et al., 2010).

3.4.3. Carbono orgánico disuelto (DOC)

El Carbono Orgánico Disuelto (DOC) constituye una de las fracciones más lábiles del carbono orgánico del suelo. Por la relativa simplicidad bioquímica de los componentes que constituyen esta fracción y por su elevada movilidad en el suelo, a través del espacio poroso, es altamente biodegradable y biodisponible, y una importante fuente de carbono y energía para los microorganismos. La formación del DOC se ve influenciada por diferentes factores, entre ellos el desarrollo de las plantas, la estructura de la comunidad microbiana y su actividad, y la biodisponibilidad y especiación del nitrógeno (Valero, 2017). Además, presenta la mayor respuesta frente a los cambios en el manejo agrícola, respecto a las otras fracciones del carbono (Plaza-Bonilla et al., 2014).

En el muestreo de febrero los valores se encuentran entre 5,07 g/kg en el caso del tratamiento de Riego a Pie y 6,10 g/kg en el de Siembra Convencional. Solo existen diferencias entre las profundidades, siendo en todos los casos mayor el contenido de DOC en superficie (0-6 cm) que en la de 0-20 cm (figura 27).

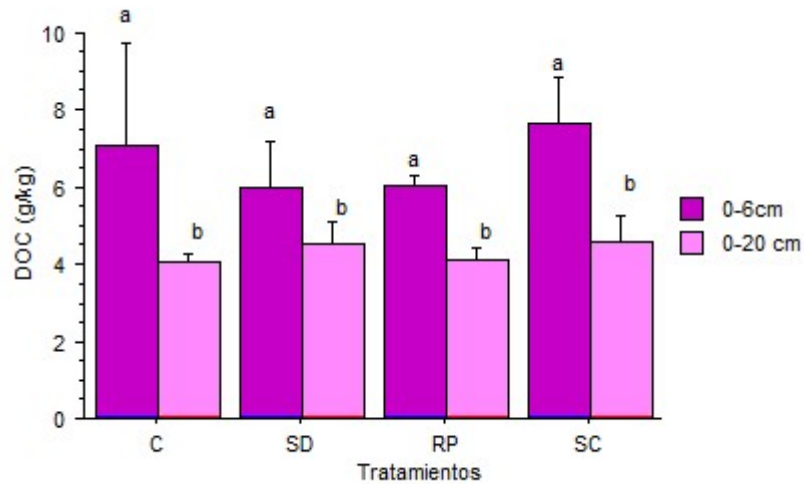


Figura 27. Contenido del Coarbono orgánico disuelto (DOC, mg/kg) en el mes de febrero, según los diferentes tratamientos y profundidades estudiadas. Letras distintas muestran diferencias significativas entre las profundidades muestreadas..

En las muestras de mayo hay diferencia entre los valores obtenidos, teniendo 8,07 g/kg en el Control y 5,42 g/kg en el tratamiento de Riego a Pie. Existiendo diferencias respecto a los tratamientos ($p=0,0003$) y la profundidad ($p<0,0001$) (figura 28).

Para todos los tratamientos estudiados, el contenido medio de COD es mayor en la profundidad de 0-20 cm que en la parte más superficial del suelo (0-6 cm).

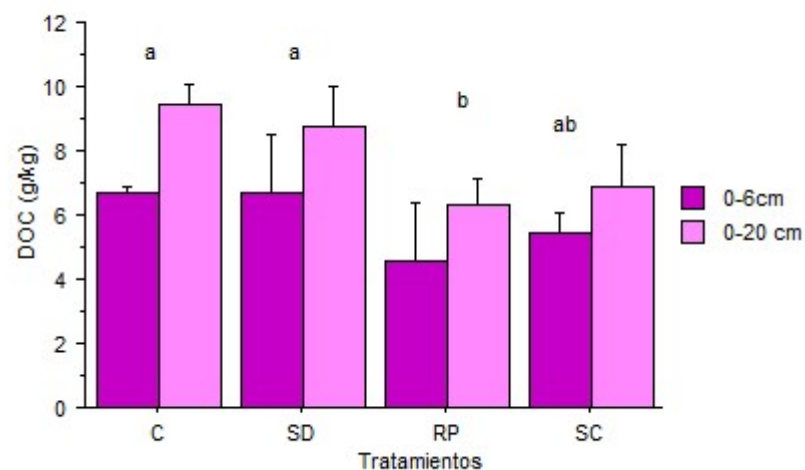


Figura 28. Contenido de Carbono orgánico disuelto (DOC; g/kg) en el mes de mayo según los diferentes tratamientos y profundidades. Letras diferentes indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$) entre los tratamientos estudiados.

Esta mayor concentración en las muestras de mayor profundidad se puede deber a que la frecuencia de cosecha, que afecta a la capa superficial del suelo

cultivado, provocando pérdidas de materia orgánica y, por tanto, que se reduzcan los contenidos en DOCy COS (Guo et al., 2020). Además, la extracción de DOC con agua caliente es uno de los indicadores más sensibles entre las mediciones bioquímicas para reflejar los cambios en la MO causados por diferentes prácticas agrícolas de manejo del suelo (Ghani et al., 2003).

3.5. Diversidad de la mesofauna

La diversidad de la mesofauna evaluada con el índice de Shannon presenta un valor positivo que representa a los ecosistemas naturales, variando el valor entre 0,5 y 5, aunque su valor normal está entre 2 y 3; valores inferiores a 2 se consideran bajos en diversidad y superiores a 3 son altos en diversidad de especies (Magurran, 1988).

El índice de Equidad de Pielou, expresado en la tabla 14 como homogeneidad, mide la proporción de la diversidad observada con relación a la máxima diversidad esperada. Su valor va de 0 a 1, siendo 1 situaciones donde todas las especies son igualmente abundantes y 0 cuando hay ausencia de uniformidad. (Magurran, 1988).

La riqueza hace referencia al número de especies diferentes observadas en cada tratamiento.

Tabla 14. Caracterización de la diversidad biológica (mesofauna) en los diferentes tratamientos.

	SC		SD		C		RP	
	Febrero	Mayo	Febrero	Mayo	Febrero	Mayo	Febrero	Mayo
índice de Shannon	1,67	1,20	1,40	0,91	1,58	1,03	1,15	1,14
Riqueza	6	9	8	6	4	7	8	3
Homogeneidad	0,65	0,38	0,47	0,35	0,79	0,37	0,38	0,72

Se puede observar que hay una gran variabilidad de los índices entre los tratamientos y con su evolución en el tiempo.

En todos los casos, el índice de Shannon representa una baja diversidad, dado que hay valores entre 0,91 y 1,67 (menores de 2) y, además en el segundo muestreo disminuye. Esto se debe que la mayor proporción de especies encontradas en las muestras corresponden al grupo de colémbolos y ácaros, acentuándose esa diferencia en mayo.

Con la riqueza de especies o el número de especies diferentes que hay en cada tratamientos, se ven dos casos contrarios: disminuye el número de especies encontrado en los tratamientos de Siembra Directa y Riego a Pie, mientras que aumenta en los casos de Siembra Convencional y Control. El peor caso de disminución corresponde al tratamiento de Riego a Pie y, posiblemente sea por el impacto que esta práctica causa en la calidad de los suelos ya que genera un suelo más pesado, disminuye la porosidad, dificulta la infiltración del agua y en las parcelas con cierta pendiente se originan encharcamientos o escorrentías. Además, si el suelo se seca, se puede producir una costra (Traxco, S.A., 2017).

Respecto a la homogeneidad, teniendo en cuenta que es una relación entre los dos valores anteriores, se advierte como en todos los casos disminuye en el segundo muestreo de primavera excepto en el Riego a Pie.

En la tabla 15 se puede muestra el número de individuos contabilizados en cada grupo de mesofauna para cada tratamiento y su comparación con las dos muestras recogidas en invierno y primavera.

Tabla 15. Grupos de mesofauna encontrados en los diferentes tratamientos.

	SC		SD		C		RP	
	Febrero	Mayo	Febrero	Mayo	Febrero	Mayo	Febrero	Mayo
Collembola	23	142	153	48	20	16	16	27
Ácaros	41	309	225	278	37	115	170	49
Diptera	3	4	7	3	7	4	26	0
Protura	5	1	8	0	4	1	1	0
Larvas	2	2	0	4	0	1	1	3
Hymenoptera	0	1	2	1	0	0	0	0
Coleópteros	1	4	0	0	0	2	2	0
Ciempíes	0	0	7	7	0	0	0	0
Diplura	0	5	1	0	0	0	2	0
Paurópodos	0	1	1	0	0	1	1	0
	75	469	404	341	68	140	219	79
								TOTAL

En todos los casos el mayor número de individuos observado corresponde al grupo de los ácaros, aumentado siempre en el segundo muestreo, excepto en el caso del Riego a Pie. El segundo grupo más presente corresponde a los colémbolos. Una vez más, el aumento del número de especies halladas pone de manifiesto el papel positivo que tienen las coberturas en el suelo.

Centrándonos en estos dos grupos mayoritarios se ha visto un cambio en los subórdenes observados en febrero y mayo. En las muestras de febrero, el suborden predominante de los ácaros eran oribátidos y uropodinos, mientras que en mayo hay mayor diversidad, no habiendo un grupo predominante. Respecto a los colémbolos, en febrero había una mayor proporción del género *Tomocerus* y *Entomobrya*, mientras que en mayo hay mayor número individuos pertenecientes al orden *Poduromorpha*. En la figura 29 se puede ver los grupos de colémbolos a los que se hace referencia.

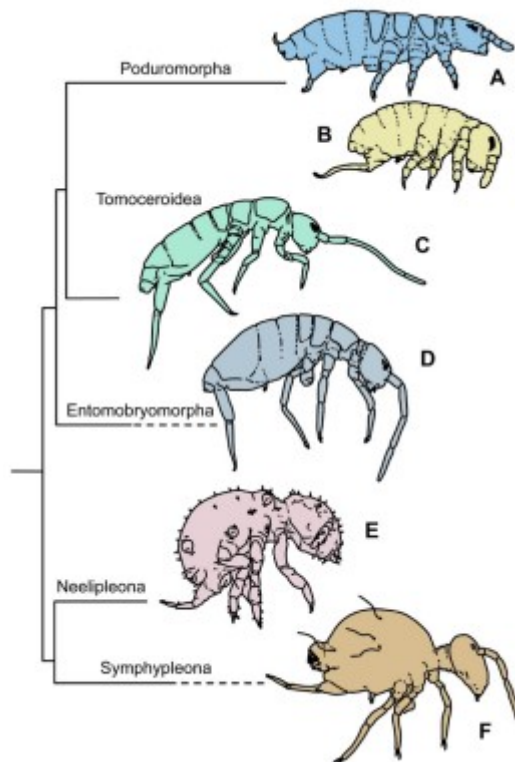


Figura 29. Esquema de las relaciones entre los órdenes y familias principales de Collembola.

Son varios los trabajos que evidencian que los ácaros son buenos indicadores de la naturaleza del ecosistema y de las perturbaciones que en él se producen (Battigelli et al. 2004, Lindberg y Bengtsson, 2005; Luppardus et al. 2021). Esto es debido a su abundancia, ya que alcanzan varios cientos de miles de individuos por metro cuadrado, que presentan una gran diversidad taxonómica y trófica, y que son fáciles de coleccionar y preservar. Sin embargo, hay que tener en cuenta que, hasta la fecha, no se han identificado especies clave específicas de ácaros oribátidos o astigmáticos en los agroecosistemas, por lo que la información que su estudio proporciona es parcial. Como norma general, se acepta que la dominancia de un conjunto por especies de *Brachychthoniidae*, *Tectocepheidae* y *Oppiidae* indica una perturbación reciente, aunque no la naturaleza específica de la perturbación (Behan-Pelletier, 1999).

Dentro del grupo de los ácaros hay numerosos subórdenes, por lo que solamente se darán indicaciones a continuación de los más importantes en los ecosistemas edáficos y los vistos en nuestro caso de estudio.

El primero de ellos serían los oribátidos (*Cryptostigmata*), los cuales son facilitadores de la descomposición de la materia orgánica en interacción con la microflora. Son sensibles al contenido de materia orgánica, el porcentaje de humedad, el pH, las prácticas agrícolas realizadas por el hombre y el uso de insecticidas. Dentro de este grupo existen diferentes tipos de respuesta ante cambios ambientales, debido a que sus características morfológicas pueden hacerlos más resistentes a distintos tipos de perturbaciones. Determinadas especies de oribátidos muestran la existencia de

circunstancias adversas, tanto naturales como antrópicas; y de condiciones favorables, como la existencia de bosques bien conservados. No obstante, aún no se pueden considerar como bioindicadores clave debido a su falta de conocimiento en su ecología, biología y fisiología (González, 2001).

Los uropodinos (*Uropodidae*), como se puede ver en las figuras 30 y 31, son un grupo de ácaros saprófagos, pero son poco abundantes en suelo debido a sus características morfológicas y bioecológicas exigentes respecto a la calidad del hábitat. Por ello mismo, son abundantes en los ecosistemas con un alto valor de materia orgánica, en áreas de compostaje y en los troncos en descomposición. También son humícolas y responden de forma positiva ante las buenas condiciones de aireación del suelo. Junto a los oribátidos, se reportan como indicadores de suelos con alta productividad. El estudio de sus variaciones constituye un criterio preciso del estado de salud del medio edáfico (Socarrás, 2013).



Figura 30 y 31. Imágenes de ácaros Uropodino visto con lupa con aumento x4.

Los astigmados (*Astigmata*) pertenecen al grupo trófico de los fungívoros y son considerados buenos indicadores de los suelos perturbados porque sobreviven a condiciones ambientales desfavorables (Socarrás, 2013).

Los gamasinos (*Gamasidae*) son ácaros depredadores que ejercen un control sobre las poblaciones de nemátodos y otros microartrópodos edáficos. Son sensibles a los suelos perturbados y a los cambios desfavorables en las precipitaciones y en la humedad del suelo. Ello hace que sean buenos indicadores de la calidad del suelo, dado que están presentes sobre todo en suelos menos perturbados (Socarrás, 2013).

Los prostigmados (*Prostigmata*), sin embargo, son dominantes en los suelos pobres en nutrientes y con bajos valores de carbonato de calcio, bajo contenido de materia

orgánica y poca humedad. Son más abundantes en áreas perturbadas gracias a su alto potencial reproductivo, por lo que, en ausencia de depredadores y competidores pueden aumentar rápidamente en número. Todo ello hace que sean un grupo indicador de condiciones edáficas desfavorables (Socarrás, 2013).

Siguiendo con otro grupo, los colémbolos (*Collembola*) dependen de la materia orgánica y humedad, y son susceptibles a las perturbaciones del medio. Desempeñan un papel decisivo en el reciclaje de los restos orgánicos y son capaces de fraccionar y triturar los restos vegetales, facilitando de esta forma la integración de la materia orgánica en la matriz mineral del suelo. Por otra parte, participan en el mantenimiento de las comunidades de hongos y nemátodos favorables para el crecimiento de las plantas; pero también pueden alimentarse de hongos patógenos, disminuyendo sus densidades en los suelos de cultivo, por lo que se utilizan como bioindicadores de la contaminación del suelo. También son indicadores del pH del suelo y la humedad. Algunas especies son sensibles a ciertos productos químicos, mientras que otras aumentan su densidad. Y, también, sirven para revelar las diferencias entre los bosques y la evolución de los ecosistemas con diferentes grados de perturbación (Socarrás, 2013).

En la figura 32 se puede ver en grupo de colémbolos del subórden *poduromorpha* y en la figura 33, al género *entomobryomorpha*.



Figura 32 y 33. Imagen de colémbolos visto con lupa con aumento x4.

Protura, *Diplura* y *Pauropoda* son grupos de la mesofauna muy poco frecuentes y de ecología poco conocida. Por sus características morfológicas (cuerpo blando, pequeño y sin quitina) y por sus funciones tróficas (detritívoros, fungívoros, fitófagos o herbívoros y depredadores) son considerados como indicadores de la estabilidad del medio edáfico (Socarrás, 2013).

Protura es un grupo del que sus piezas bucales estiliformes sugieren que se alimenta de nutrientes en disolución acuosa y que puede provenir de las micorrizas. La ecología de este grupo es muy similar a la de los colémbolos y habita en los estratos profundos, por lo que no se ve afectado por las perturbaciones de los estratos superiores (Socarrás, 2013).

Diplura es un grupo de microartrópodos que por lo general se encuentra en el suelo, bajo los troncos o las piedras y en la hojarasca. Son detritívoros y dependen mayormente de un grado de humedad moderado y constante (Socarrás, 2013).

Los paurópodos (*Paupoda*) se alimentan de microorganismos e hifas de hongos, por lo que participan en la descomposición, aunque su contribución a este proceso y a la respiración del suelo es probable que sea casi inapreciable en comparación con la de otros grupos de la mesofauna. Estos individuos son muy sensibles a las prácticas agrícolas, pudiendo disminuir su población hasta en un 70 % en determinados tipos de manejo (Socarrás, 2013).

Como representantes de la herbivoría, los tisanópteros (*Thysanoptera*), se alimentan de las diferentes estructuras de las raíces de las plantas, y tienen su cuerpo blando y blanquecino (Socarrás, 2013).

Se han definido tradicionalmente una serie de relaciones entre los diferentes grupos tróficos y funcionales antagónicos de la mesofauna del suelo (*Oribatida/Astigmata*, *Oribatida/Prostigmata*, *Acari/Collembola*, *Astigmata/Mesostigmata*, detritívoros/recolonizadores). Sin embargo, estas relaciones se deben considerar como un índice y no como un valor fijo, entre otras razones porque pueden reflejar condiciones cambiantes en los sistemas edáficos. A pesar de ello los mas más usadas son oribátidos/astigmados y oribátidos/prostigmados. Estos balances permiten predecir y evaluar las transformaciones ocasionadas por el cambio climático y la aplicación de diferentes métodos de producción minera, agrícola y pecuaria, en condiciones edafoclimáticas específicas. Además, contribuyen a considerar integralmente el funcionamiento del ecosistema (Socarrás, 2013).

En este trabajo se ha encontrado también una gran proporción de mirápodos (*Myriapoda*), que tienen un papel fundamental debido a que son depredadores y contribuyen al fraccionamiento de la materia orgánica particulada de origen vegetal, además de transportar materia orgánica en suelo mientras se desplazan. Los miriápodos son sensibles a los cambios en la temperatura y humedad. En algunos casos contribuyen también a la formación de agregados con características de hidroestables porque producen celulosa o mucoproteína (Chocobar, 2010).

En las figuras 34 y 35 se pueden ver un ciempiés y un milpiés respectivamente.



Figura 34. Imagen de ciempiés visto con lupa con aumento x1.



Figura 35. Imagen de milpiés visto con lupa con aumento x1.

Finalmente, los coleópteros (*Coleoptera*), figura 36, pueden ser usados como indicadores del estado de perturbación del medio edáfico. Viven y se alimentan en la superficie del suelo, con lo que ayudan al fraccionamiento de la hojarasca y en los procesos de descomposición y mineralización de la materia orgánica. Este orden es muy sensible a los cambios bruscos de humedad y temperatura, por lo que tienden a desaparecer ante estas condiciones de estrés. Tal situación puede estar ocasionada

por la reducción de la cobertura vegetal, la existencia de residuos y la exposición a la radiación solar (Valdez et al., 2018).



Figura 36. Imagen de escarabajo visto con lupa con aumento x1.

3.6. Densidad y vitalidad de la vegetación: índice NDVI

En este trabajo no se ha incluido el servicio ecosistémico de producción para el cálculo del SQI porque su indicador sería la cosecha recogida y desconocemos ese dato de todos los tratamientos aplicados. Además, nuestras parcelas son de mostaza utilizada esta como un cultivo intermedio de cobertura en plantaciones de maíz porque lo que no se obtiene una cosecha como tal, sino que solo se recogen las semillas.

Para reemplazar este dato, paralelamente y sin incluir en la tabla, se ha empleado el Índice de Vegetación de Diferencia Normalizada (NVDI). Dicho índice se utiliza para estimar la cantidad, calidad y desarrollo de la vegetación. Así, los valores de NDVI comprendidos entre 0 y 0,3 corresponden a suelo desnudo o con baja cobertura vegetal; y los valores entre 0,3 y 1 corresponden a zonas con cobertura vegetal y vigor ascendente. (Geoinnova, 2021)

Este indicador no lo incluimos en la tabla final de la calidad del suelo (SQI) porque no se trata de un valor edáfico propiamente dicho, aunque es un factor importante y a tener en cuenta para evaluar la salud del ecosistema. Los valores obtenidos aparecen en la tabla 16.

Tabla 16. Índice NDVI medio en dos periodos: de la siembra al primer muestro (19 de diciembre a febrero) y de marzo a cosecha (23 de junio).

	Tratamientos			
	SD	SC	RP	C
26/12 al 14/2	0,23	0,23	0,235	0,19
1/3 al 19/6	0,47	0,59	0,285	0,274

Como se puede ver, en todos los tratamientos el índice NVDI aumenta debido a que, en el segundo periodo del ensayo, del 1 de marzo al 19 de junio, las cubiertas ya han crecido por completo, siendo el caso de la Siembra Convencional el que mayor índice y

mayor densidad de cobertura presenta, y el que peor evolución tienen en el tiempo el tratamiento de Riego a Pie.

En las figuras 37 y 38 se puede ver la evolución nombrada de la cobertura en el tratamiento de Siembra Convencional.



Figura 37. Parcela de SC en febrero.



Figura 38. Parcela de SC en mayo.

3.7. Índice de calidad del suelo (SQI)

Una vez vistos todos los aspectos a tener en cuenta para hallar el índice de calidad del suelo, se muestra los resultados obtenidos para cada mes y tratamiento.

Tabla 17. SQI obtenido en febrero

Servicio	Indicadores		Tratamientos				
			SD	SC	RP	C	
Suelo	Físicos	Cobertura	1,5	7,5	7,5	10	
		CC	5,59	6,55	4,39	5,57	
		SAS	2,38	1,48	6,18	3,85	
		Da	6,9	8	10	10	
	Químicos	pH	6,28	6,33	6,27	6,31	
		CE	9	8,95	9,51	8,34	
	Biológicos	GT	8,03	5,55	5,18	5,23	
		GFE	6,70	5,20	4,70	6,40	
		Mesofauna	10	7	10	5	
	Dinámica MO	MOT	10	9,41	7,36	8,18	
		MO ox	5,1	6,2	2,3	3,3	
		MOD	3,4	4,6	3,4	4,2	
			74,88	76,77	76,79	76,38	TOTAL PUNTUACIÓN
			6,24	6,40	6,40	6,37	SQI (1-10)

En febrero (tabla 17) presentan valores muy similares los diferentes tratamientos respecto al índice de SQI, todos obtienen una clasificación “regular” (entre 3 y 7, sobre una puntuación total de 10). Por ello era importante ver su evolución en el tiempo y si la cubierta realmente influía en el índice.

Tabla 18. SQI obtenido en mayo

Servicio	Indicadores		Tratamientos			
			SD	SC	RP	C
Suelo	Físicos	Cobertura	10	1,5	10	7,5
		CC	2,74	3,35	0,87	4,43
		SAS	5,65	3,81	5,8	2,17
		Da	9	10	1	10
	Químicos	pH	9,79	6,24	9,78	9,75
		CE	7	8,81	8,44	8,13
	Biológicos	GT	5,48	3,43	3,15	3,18
		GFE	8,9	7,8	7,5	8,6
		Mesofauna	5,8	10	4	9
	Dinámica MO	MOT	10	7,79	6,23	9,69
		MO ox	6	4,3	2	5,4
		MOD	6,6	4,6	3,9	7
		86,48	71,63	62,67	84,85	TOTAL PUNTUACIÓN
	7,21	5,97	5,22	7,07	SQI (1-10)	

El SQI de los tratamientos de Siembra Convencional y Riego a Pie disminuyen en mayo, siendo menor el de Riego a Pie con 5,22, mientras que el índice de SQI los tratamientos de Siembra Directa y Control aumentan en mayo (tabla 18) respecto a febrero, siendo el tratamiento de Siembra Directa el que mayor índice ha obtenido, según las cuantificaciones y ponderaciones previas realizadas con 7,21 sobre 10. Esto se debe a que en la Siembra Directa se elimina la inversión del suelo y las únicas perturbaciones

que se realizan son en el surco de siembra o cuando se aplican fertilizantes localizados debajo de la superficie (Bordoli, 2001). Por lo que estos sistemas de laboreo mínimo suelen reconstruir las buenas condiciones estructurales del suelo, aumentar el contenido de agua, disminuir la temperatura e incrementar la resistencia mecánica a la penetración (Soza et al., 2003). Esta ausencia de perturbación del suelo junto con la acumulación de residuos sobre la superficie (la cobertura de rastrojos de maíz) produce cambios en la dinámica y distribución de nutrientes. El aumento de cobertura del suelo con residuos aumenta la infiltración de agua de lluvia y sirve como una barrera, que reduce la temperatura del suelo y la evaporación de agua (Bordoli, 2001).

4. ¿Cómo mejorar el SQI?

Según los resultados obtenidos, se pueden determinar una serie de posibles causas a los bajos valores de SQI y además aportar algunas soluciones para mejorarlo.

En todos los tratamientos se observan niveles bajos de SAS, lo cual es normal al tratarse de un suelo agrícola y, también, puede estar relacionado con el nivel bajo de CC. Además, se ha visto, en la mesofauna hay una gran variedad entre las parcelas analizadas y esto puede ser debido a la falta de alimento, laboreo intensivo o pesticidas. El aporte de residuos orgánicos sería una la solución para revertir estos datos

En general, todos los parámetros mejorarían aplicando un laboreo mínimo, debido a la perturbación que esto genera en el suelo, sobre todo en las capas superficiales.

El riego a pie tiene un gran impacto sobre la calidad del suelo, por lo que se debería usar otros métodos de riego, como riego por aspersión.

5. Conclusiones

Con este estudio se ha visto que:

- (1) Las cubiertas vegetales tienen un efecto positivo sobre la calidad del suelo, siendo el mejor tratamiento el de la siembra directa.
- (2) Los indicadores biológicos estudiados, es decir, la cuantificación de la glomalina y la mesofauna, son útiles como indicadores de la calidad del suelo, pero debido a la poca información existente, se pueden usar más como valores orientativos de ayuda o en la valoración del cambio entre distintos muestreos o formas de manejo que como indicadores de valores fijos.
- (3) Los indicadores físicos son útiles para conocer el estado ecológico del suelo, pero las características físicas del suelo no varían ni se pueden mejorar fácilmente, a pesar de ello, gracias a la cobertura se puede ver como la estabilidad estructural de los agregados mejora.
- (4) Los indicadores químicos sirven para ver si un suelo se encuentra dentro de los parámetros normales, pero, una vez dentro de esos rangos, varían poco entre los diferentes tratamientos evaluados.
- (5) Los indicadores de la dinámica de la materia orgánica del suelo son de los mejores parámetros que se pueden utilizar en la valoración de la calidad del suelo, debido a su interacción con el resto de los parámetros y su rápida variación respecto a cambios en las condiciones edafoclimáticas.
- (6) El riego a pie o a manta tiene un gran impacto en la calidad del suelo.
- (7) Para poder analizar mejor la evolución del suelo hubiese hecho falta alargar este estudio más en el tiempo y recoger más muestras a lo largo de las diferentes épocas del año porque al estudiarse solo el cambio de febrero a mayo, hay parámetros en los que casi no hay diferencias debido a que no ha habido tiempo para que evolucionen en el suelo.

6. Agradecimientos

Gracias por la colaboración en la identificación de la mesofauna al profesor y doctor Juan Barriuso Vargas, y a las técnicas de laboratorio por ayudar a la hora de realizar la parte experimental de dicho trabajo. Además de la empresa Liven Agro por permitir realizar el muestreo de sus parcelas y a Elena Oyaga, responsable agronómica de la empresa en el núcleo de Ariéstolas.

7. Bibliografía

Amezaga, I. M., Elustondo, E. M., Garbisu, C., Hortala, M. A., & Sierra, L. E. (2016). Tarjetas de salud para la evaluación de la sostenibilidad agrícola. *Spanish Journal of Soil Science: SJSS*, 6(1), 15-20

Andrews, S.S., Mitchell, J.P., Mancinelli, R., Karlen, D.L., Hartz, T.K., Horwath, W.R., Pettygrove, G.S., Scow, K.M., Munk, D.S., 2002a. On-farm assessment of soil quality in California's Central Valley. *Agron. J.* 94, 12–23.

Anna, G., Karolina, G., Jarosław, G., & Jerzy, K. (2017). Effect of different agricultural management practices on soil biological parameters including glomalin fraction. *Plant, Soil and Environment*, 63(7), 300-306.

Aranda, V., Calero, J., Comino, F., Montejó, A., & Serrano, J. M. (2014, July). Knowledge fusion in the agro-environmental field: A global index for soil quality in olive groves from quantitative and qualitative variables. In *17th International Conference on Information Fusion (FUSION)* (pp. 1-6). IEEE.

Badía, D., Martí, C., Casanova, J., Gillot, T., Cuchí, J. A., Palacio, J., & Andrés, R. (2015). A Quaternary soil chronosequence study on the terraces of the Alcanadre River (semiarid Ebro Basin, NE Spain). *Geoderma*, 241, 158-167.

Balota, E. L., Calegari, A., Nakatani, A. S., & Coyne, M. S. (2014). Benefits of winter cover crops and no-tillage for microbial parameters in a Brazilian Oxisol: A long-term study. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 197, 31-40.

Battigelli, J. P., Spence, J. R., Langor, D. W., & Berch, S. M. (2004). Short-term impact of forest soil compaction and organic matter removal on soil mesofauna density and oribatid mite diversity. *Canadian Journal of Forest Research*, 34(5), 1136-1149.

Bedano, J. C., Domínguez, A., & Arolfo, R. (2011). Assessment of soil biological degradation using mesofauna. *Soil and Tillage Research*, 117, 55-60.

Behan-Pelletier, V. M. (1999). Oribatid mite biodiversity in agroecosystems: role for bioindication. *Agriculture, ecosystems & environment*, 74(1-3), 411-423.

Bordoli, J. M. (2001). Dinámica de nutrientes y fertilización en siembra directa. *Siembra Directa en el Cono Sur. Montevideo: PROCISUR.(Serie Documentos)*, 289-297.

BORIE, F. R., RUBIO, R., MORALES, A., & CASTILLO, C. (2000). Relación entre densidad de hifas de hongos micorrizógenos arbusculares y producción de glomalina con las características físicas y químicas de suelos bajo cero labranza. *Revista chilena de historia natural*, 73(4), 749-756.

Cabrera Davila, G., A. A. Socarras, E. Gutierrez Cubria, T. Tcherva, C. A. Martinez-Munoz y A. Lozada Pina. 2017. Fauna del suelo. Pp. 254-283. En: *Diversidad biológica de Cuba:*

métodos de inventario, monitoreo y colecciones biológicas (C. A. Mancina y D. D. Cruz, Eds.). Editorial AMA, La Habana, 502 pp.

Casals, P. & Rovira, P. (1989). Incidència d'una esmena hùmica comercial sobre l'estabilitat estructural de quatre sòls de conreu. *ARXIUS de l'Esc. Sup. d'Agricultura de Barcelona*, 12, 41-53.

Chocobar Guerra, E. A. (2010). Edafofauna como indicador de calidad en un suelo cumulic phaozem sometido a diferentes sistemas de manejos en un experimento de larga duración.

Cruz, A. B., Barra, J. E., del Castillo, R. F., & Gutiérrez, C. (2004). La calidad del suelo y sus indicadores. *Ecosistemas*, 13(2).

de Paul Obade, V. (2017). Quantifying the interactions of land management practices and agricultural productivity using a soil quality index. *Soil Use and Management*, 33(4), 639-652.

Diagramas Climáticos - MONZON (ESP HUESCA). (s. f.). Recuperado 19 de septiembre de 2022, de <https://webs.ucm.es/info/cif/plot/es-monzo.htm>

Duval, M. E., Galantini, J. A., MARTÍNEZ, J., & Iglesias, J. O. (2016). Comparación de índices de calidad de suelos agrícolas y naturales basados en el carbono orgánico. *Ciencia del suelo*, 34(2), 197-209.

Efectos sobre el suelo ocasionados por las gotas de riego. (2017, 17 noviembre). Traxco, S.A. Recuperado 28 de septiembre de 2022, de <https://www.traxco.es/blog/tecnologia-del-riego/efectos-sobre-el-suelo#:~:text=El%20resultado%20es%20el%20siguiente,se%20originan%20encharcamientos%20o%20escorrent%C3%ADas.>

Fernández De Andrade, L. (2014). Aplicación del índice de estabilidad estructural de Pieri (1995) a suelos montañosos de Venezuela. *Terra*, 30(48), 143-153.

Fernández, R., Milla, M., Ávila, R., Berengena, J., Gavilán, P., & Oyonarte, N. (2010). Manual de riego para agricultores: módulo 2 riego por superficie. *Andalucía: Ediciones Andalucía SL*.

García-Torres, L., Martínez-Vilela, A., & Holgado-Cabrera, A. (2005). La agricultura de conservación y sus beneficios. *Protección del suelo y el desarrollo sostenible*, (6), 91.

García, Y., Ramírez, W., & Sánchez, S. (2012). Indicadores de la calidad de los suelos: una nueva manera de evaluar este recurso. *Pastos y forrajes*, 35(2), 125-138.

Ghani, A., Dexter, M., & Perrott, K. W. (2003). Hot-water extractable carbon in soils: a sensitive measurement for determining impacts of fertilisation, grazing and cultivation. *Soil biology and biochemistry*, 35(9), 1231-1243.

Guo, Z., Wang, Y., Wan, Z., Zuo, Y., He, L., Li, D., ... & Xu, X. (2020). Soil dissolved organic carbon in terrestrial ecosystems: Global budget, spatial distribution and controls. *Global Ecology and Biogeography*, 29(12), 2159-2175.

Gupta, V. V. S. R. (1994). The impact of soil and crop management practices on the dynamics of soil microfauna and mesofauna. *Soil biota: management in sustainable farming systems.*, 107-124.

Grümberg, B., Conforto, C., Rovea, A., Boxler, M., March, G., Luna, C., ... & Gil, S. V. (2010). La glomalina y su relación con la productividad del cultivo de maíz. *Agronomías# 47*, 23.

HERRERA, C. G. M. (2004). Análisis de elementos potencialmente tóxicos para plantas en suelos de Guasave y su correlacion con las micorrizas arbusculares.

Heydari, M., Eslaminejad, P., Kakhki, F. V., Mirab-Balou, M., Omidipour, R., Prévosto, B., ... & Lucas-Borja, M. E. (2020). Soil quality and mesofauna diversity relationship are modulated by woody species and seasonality in semiarid oak forest. *Forest Ecology and Management*, 473, 118332.

Isaja, M. (2021). *Evaluacion preliminar del rendimiento de dos variedades de mostaza blanca (sinapis alba L)* (Doctoral dissertation).

Jeffries, P., Gianinazzi, S., Perotto, S., Turnau, K., & Barea, J. M. (2003). The contribution of arbuscular mycorrhizal fungi in sustainable maintenance of plant health and soil fertility. *Biology and fertility of soils*, 37(1), 1-16.

Julca-Otiniano, A., Meneses-Florián, L., Blas-Sevillano, R., & Bello-Amez, S. (2006). La materia orgánica, importancia y experiencia de su uso en la agricultura. *Idesia (Arica)*, 24(1), 49-61.

Laiho, R., Silvan, N., Cárcamo, H., & Vasander, H. (2001). Effects of water level and nutrients on spatial distribution of soil mesofauna in peatlands drained for forestry in Finland. *Applied Soil Ecology*, 16(1), 1-9.

Lampurlanés Castel, J. (2000). *Influencia del sistema de laboreo y del barbecho sobre la dinámica del agua en el suelo y el crecimiento del sistema radicular en condiciones de secano semiárido* (Doctoral dissertation, Universitat de Lleida).

Limbozzi, F., & Galantini, J. A. (2018). El carbono orgánico del suelo fácilmente oxidable.

Lindberg, N., & Bengtsson, J. (2005). Population responses of oribatid mites and collembolans after drought. *Applied Soil Ecology*, 28(2), 163-174.

- Logsdon, S. D., & Karlen, D. L. (2004). Bulk density as a soil quality indicator during conversion to no-tillage. *Soil and Tillage Research*, 78(2), 143-149.
- Lupardus, R. C., Battigelli, J. P., Janz, A., & Lumley, L. M. (2021). Can soil invertebrates indicate soil biological quality on well pads reclaimed back to cultivated lands?. *Soil and Tillage Research*, 213, 105082.
- Lutgen, E. R., Muir-Clairmont, D., Graham, J., & Rillig, M. C. (2003). Seasonality of arbuscular mycorrhizal hyphae and glomalin in a western Montana grassland. *Plant and Soil*, 257(1), 71-83.
- Magurran, A. E. (1988). *Ecological diversity and its measurement*. C. Helm (Ed.). New Jersey, EE.UU.: Princeton University Press.
- Martínez, E., Fuentes, J. P., & Acevedo, E. (2008). Carbono orgánico y propiedades del suelo. *Revista de la ciencia del suelo y nutrición vegetal*, 8(1), 68-96.
- Nyéki, A., Milics, G., Kovács, A. J., & Neményi, M. (2017). Effects of soil compaction on cereal yield: A review. *Cereal research communications*, 45(1), 1-22.
- Plaza-Bonilla, D., Álvaro-Fuentes, J., & Cantero-Martínez, C. (2014). Identifying soil organic carbon fractions sensitive to agricultural management practices. *Soil and Tillage Research*, 139, 19-22.
- Rillig, M. C., Wright, S. F., Nichols, K. A., Schmidt, W. F., & Torn, M. S. (2001). Large contribution of arbuscular mycorrhizal fungi to soil carbon pools in tropical forest soils. *Plant and Soil*, 233(2), 167-177.
- Sainju, U. M., Lenssen, A. W., Allen, B. L., Stevens, W. B., & Jabro, J. D. (2016). Nitrogen balance in response to dryland crop rotations and cultural practices. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 233, 25-32.
- Salamanca, A., & Sadeghian, S. (2006). La densidad aparente y su relación con otras propiedades en suelos de la zona cafetera colombiana.
- Sancho, C., Peña, J. L., Lewis, C., McDonald, E., & Rhodes, E. (2004). Registros fluviales y glaciares cuaternarios en las cuencas de los ríos Cinca y Gállego (Pirineos y depresión del Ebro). *Geo-Guías*, 1, 181-205.
- Sancho, V., Lois, A., & Martí i Dalmau, C. Efectos de los cambios del uso de la tierra sobre la materia orgánica del suelo (MOS) y sus fracciones en suelos del Altoaragón.
- Saña, J; Moré, J.C; Cohí, A. (1996). Gestión de la fertilidad de los suelos. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid.

Socarrás, A. (2013). Soil mesofauna: biological indicator of soil quality. *Pastos y Forrajes*, 36(1), 14-21.

Soriano Soto, M. (2018). Conductividad eléctrica del suelo.

Soto-Mora, E. S., Hernández-Vázquez, M., Luna-Zendejas, H. S., Ortiz-Ortiz, E., & García-Gallegos, E. (2016). Evaluación del contenido de materia orgánica en suelos agrícolas y su relación carbono/nitrógeno. *Revista Iberoamericana de Ciencias*, 3(5), 98-102.

Soza, E., Tourn, M., Botta, G., & Smith, J. (2003). Siembra directa y convencional de trigo (*Triticum aestivum* L.): eficiencia de implantación con relación a la compactación del suelo al momento de la siembra.

Taboada, M. A., & Lavado, R. S. (2008). Funcionamiento de los suelos salinos y sódicos. *Artículo resumido de Taboada y Lavado*.

Topa, D., Cara, I. G., & Jitäreanu, G. (2021). Long term impact of different tillage systems on carbon pools and stocks, soil bulk density, aggregation and nutrients: A field meta-analysis. *Catena*, 199, 105102.

Valdez, C. G., Guzmán, M. A., Valdés, A., Foroughbakhch, R., Alvarado, M. A., & Rocha, A. (2018). Estructura y diversidad de la vegetación en un matorral espinoso prístino de Tamaulipas, México. *Revista de Biología Tropical*, 66(4), 1674-1682. Joaquín Sanz Ledesma, Comarca del cinco medio, junio 2009

Vela Correa, G., López Blanco, J., & Rodríguez Gamiño, M. D. L. (2012). Niveles de carbono orgánico total en el Suelo de Conservación del Distrito Federal, centro de México. *Investigaciones geográficas*, (77), 18-30.

Volverás Mambuscay, B., & Amézquita Collazos, E. (2009). Estabilidad estructural del suelo bajo diferentes sistemas y tiempo de uso en laderas andinas de Nariño, Colombia. *Acta agronómica*, 58(1), 35-39.

Wright, S. F., & Upadhyaya, A. (1996). Extraction of an abundant and unusual protein from soil and comparison with hyphal protein of arbuscular mycorrhizal fungi. *Soil science*, 161(9), 575-586.

Yorkina, N., Zhukov, O., & Chromysheva, O. (2019). Potential possibilities of soil mesofauna usage for biodiagnostics of soil contamination by heavy metals. *Ekológia*, 38(1), 1-10.

Zhang, X., Wu, X., Zhang, S., Xing, Y., Wang, R., & Liang, W. (2014). Organic amendment effects on aggregate-associated organic C, microbial biomass C and glomalin in agricultural soils. *Catena*, 123, 188-194.

Zotarelli, L., Dukes, Y., & Morgan, T. (2013). Interpretación del contenido de la humedad del suelo para determinar capacidad de campo y evitar riego excesivo en suelos arenosos utilizando sensores de humedad. *The Institute of Food and Agricultural Sciences (IFAS)*, 2-5.